

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

TATIANA SUZIN LAZERIS

**FRACIONAMENTO DO FÓSFORO DO SOLO DE ÁREAS NATIVAS E COM
HORTALIÇAS NA REGIÃO METROPOLITANA DE CURITIBA**

CURITIBA

2018

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

TATIANA SUZIN LAZERIS

**FRACIONAMENTO DO FÓSFORO DO SOLO DE ÁREAS NATIVAS E COM
HORTALIÇAS NA REGIÃO METROPOLITANA DE CURITIBA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo, Área de Concentração Solo e Ambiente, do Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciência do Solo.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Glaciela Kaschuk

Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Fabiane Machado Vezzani

CURITIBA

2018

L431f Lazeris, Tatiana Suzin
Fracionamento do fósforo do solo de áreas nativas e com hortaliças na região metropolitana de Curitiba. / Tatiana Suzin Lazeris. - Curitiba, 2018.
41 f.: il., grafs., tabs.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Ciências do Solo.

Orientadora: Glaciela Kaschuk

Coorientadora: Fabiane Machado Vezzani

1. Biomassa. 2. Ciclo mineral (Biogeoquímica). 3. Solos - Teor de fósforo. 4. Hortaliças. I. Kaschuk, Glaciela. II. Vezzani, Fabiane Machado. III. Título. IV. Universidade Federal do Paraná.

CDU 631.41(816.2)



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SETOR SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO CIÊNCIAS DO SOLO

TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em CIÊNCIAS DO SOLO da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da dissertação de Mestrado de **TATIANA SUZIN LAZERIS** intitulada: **Fracionamento do fósforo do solo de áreas nativas e com hortaliças na região metropolitana de Curitiba**, após terem inquirido a aluna e realizado a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa.

A outorga do título de mestre está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

Curitiba, 23 de Fevereiro de 2018.

GLACIELA KASCHUK

Presidente da Banca Examinadora (UFPR)

DIVA DE SOUZA ANDRADE

Avaliador Externo (IAPAR)

FABIANE MACHADO VEZZANI

Avaliador Interno (UFPR)

Aos meus pais, Beno Tadeu Pereira Lazeris e Stela Maris Suzin
Lazeris pelo amor incondicional e meu irmão, Marcos, maiores
incentivadores da minha caminhada.

DEDICO.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, por colocar pessoas especiais em minha vida, assim tornar a caminhada prazerosa e alegre.

Agradeço aos meus tios, Aida, Helena e Luiz Novatzki por me receberam em seus lares, acreditarem nos meus sonhos e apoio para que se tornassem realidade. À tia Verginia e tio Eliseu, pelas caminhadas, risadas e subidas de morro que tanto me ajudaram a recuperar forças para finalizar esse trabalho, pelo apoio e carinho. Ao tio Luiz Pereira Lazeris e Aneides, pela insistência, para que eu viesse estudar em Curitiba. Aos primos “irmãos, amigos”, pelo companheirismo e apoio. À família de todos os cantos, do “Oiapoque ao Chuí”, por serem meu porto seguro.

Agradeço aos amigos do mestrado, principalmente Jéssica Pereira de Souza, pela companhia de laboratório, ajuda em todos os momentos e a amizade oferecida, Etienne Winagraski, Jéssica Cavalcante e Aline Martíni, pelo companheirismo, risadas e apoio.

Agradeço aqueles amigos que partilharam das minhas alegrias e conquistas, longe ou perto, sempre estavam juntos, fosse com oração ou num simples, “como esta você?”.

À minha orientadora Glaciela, pela paciência e carinho para ensinar, amizade e confiança. À minha co-orientadora Fabiane, por confiar, acreditar e por todo o apoio. Às duas, profunda gratidão.

À Caroline de Lima Matos, pela ajuda no laboratório para realizar o experimento das bactérias solubilizadoras de fosfato, agradeço o seu empenho e dedicação.

Ao grupo de qualidade de solo, Jessica, Raphael, Etienne, Selma, Elaine, Kayo, Gustavo, Glaciela e Fabiane, pela partilha de conhecimento, reuniões semanais que nos encorajaram a amadurecer nossas ideias.

Aos professores Vander de Freitas Mello, Jeferson Dieckow e Nerilde Favareto, pelo aporte financeiro e ao Professor Luciano Almeida, pelo primeiro contato com os agricultores.

A todos os funcionários do Departamento de Solos que sempre colaboraram e auxiliaram nas atividades e nas infindáveis conversas de corredor.

Aos produtores rurais da Região Metropolitana de Curitiba, por permitirem as coletas de solo e apoio a pesquisa.

À Universidade Federal do Paraná e ao Programa de Pós Graduação em Ciência do Solo e todos os professores do departamento pelos ensinamentos.

A Capes, pela concessão da bolsa.

A todos, muito obrigada e profunda gratidão, pelo carinho e amor concedido!

RESUMO

A principal atividade agrícola da Região Metropolitana de Curitiba (RMC) é a produção de hortaliças, que têm rápido crescimento e demandam por muitos nutrientes do solo. Para suprir essa demanda, os produtores aplicam ao solo elevadas doses de fertilizantes e muitos resíduos orgânicos externos à propriedade, o que implica em riscos ambientais pelo escoamento superficial e eutrofização dos corpos d'água. Os sistemas de produção de hortaliças da RMC podem alterar as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo em relação às matas nativas, e, por sua vez, podem afetar a atividade microbiana e o modelo ecossistêmico de ciclagem de nutrientes. O objetivo do trabalho foi avaliar a contribuição da biomassa e da atividade microbiana nos processos de disponibilização de fósforo na solução do solo a fim de entender a interferência do manejo do solo sobre a ciclagem de P. Amostras de solo foram coletadas em 12 sítios de 4 municípios da RMC: Colombo, Rio Branco do Sul, Itaperuçu e Campo Magro. As amostras foram submetidas à fumigação-extração para determinação dos conteúdos de C, N e P da biomassa microbiana (C-BM, B-BM e P-BM, respectivamente) e, a determinação dos conteúdos COT (C orgânico total), NT (N total) e frações do Pt (P total), Pi (P inorgânico), Pd (P disponível) e Po (P orgânico). O isolamento e a contagem de bactérias solubilizadoras de fosfato (BSP) foram feitos pelo método de semeadura em superfície. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com 2 tratamentos (áreas cultivadas *versus* áreas nativas) e 3 repetições. As avaliações evidenciaram que os sistemas de produção de hortaliças aumentaram as porções de Pt, Pi e P-BM e as proporções Pi/Pt P-BM/Pt em relação às áreas nativas, contudo diminuíram as porções de COT, C-BM e N-BM e as proporções de C-BM/COT. Nas áreas cultivadas, a disponibilidade do Pd teve influência do pH e nas áreas nativas, aos conteúdos de COT, C-BM e N-BM. Os resultados sugerem que os solos das áreas agrícolas são ecossistemas limitados na disponibilidade de C, enquanto os solos das áreas nativas são limitados pela disponibilidade de P. Nas áreas com hortaliças, os micro-organismos usam resíduos orgânicos ricos em P como fonte de energia e o P é incorporado à biomassa microbiana em maior proporção do que nas áreas nativas. Por outro lado, a limitação em P das áreas nativas estimula o desenvolvimento de populações microbianas com maior capacidade de solubilizar P do solo.

Termos de Indexação: biomassa microbiana do solo, ciclagem de nutrientes, bactérias solubilizadoras de fosfato, ciclos biogeoquímicos, hortaliças, frações de P no solo.

GENERAL ABSTRACT

The main agricultural activity of the Metropolitan Region of Curitiba (MRC) is the production of vegetables, which have rapid growth and demand for many soil nutrients. To meet this demand, farmers apply high doses of fertilizers and many external organic wastes to the soil, which implies environmental risks from runoff and eutrophication of water bodies. The RMC vegetable production systems may alter the physical, chemical and biological properties of the soil relative to native forests, and, in turn, may affect microbial activity and the ecosystem model of nutrient cycling. . The objective of this work was to evaluate the contribution of biomass and microbial activity in the processes of phosphorus release in soil solution in order to understand the interference of agricultural management on soil P cycling. Soil samples were collected in 12 sites in 4 municipalities of the MRC: Colombo, Rio Branco do Sul, Itaperuçu and Campo Magro. The samples were submitted to fumigation-extraction to determine the C, N and P contents of the microbial biomass (C-BM, B-BM and P-BM, respectively), and the determination of COT (total organic C), NT (Total P), Pt (total P), Pi (inorganic P), Pd (available P) and Po (organic P). Isolation and counting of phosphate solubilizing bacteria (BSP) were done by the surface seeding method. The experimental design was completely randomized, with 2 treatments (cultivated versus native areas) and 3 replicates. The evaluations showed that the vegetable production systems increased the Pt, Pi and P-BM portions and the Pi / Pt P-BM / Pt proportions in relation to the native areas, but decreased the COT, C-BM and N -BM and the proportions of C-BM / COT. In the cultivated areas, the availability of the Pd had influence of the pH and in the native areas, to the contents of COT, C-BM and N-BM. The results suggest that the soils of the agricultural areas are limited ecosystems in the availability of C, while the soils of the native areas are limited by the availability of P. In the areas with vegetables, microorganisms use organic residues rich in P as energy source and P is incorporated into microbial biomass in greater proportion than in native areas. On the other hand, the limitation in P of the native areas stimulates the development of microbial populations with greater capacity to solubilize P of the soil.

Key-Words: soil microbial biomass, nutrient cycling, phosphate solubilizing bacteria, biogeochemical cycles, vegetables, soil P fractions.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	10
2. HIPÓTESES E OBJETIVOS	15
2.1 Hipótese geral.....	15
2.2 Hipótese específica.....	15
2.3 Objetivo geral.....	15
2.4 Objetivos específicos.....	15
3. MATERIAL E MÉTODOS	15
3.1 Sítios experimentais.....	15
3.2 Amostras do solo.....	17
3.3 Análises físicas e químicas do solo	21
3.4 Carbono e Nitrogênio da Biomassa Microbiana.....	21
3.5 Quociente microbiano	23
3.6 Fósforo da biomassa microbiana.....	23
3.7 Bactérias solubilizadoras de fosfato.....	24
3.8 P total, P inorgânico e P orgânico do solo	25
3.9 Delineamento experimental e análise estatística.....	25
4. RESULTADOS	26
4.1 Porções de Carbono e Nitrogênio do Solo.....	26
4.2 Porções e Proporções de P no solo	29
4.3 Bactérias solubilizadoras de P em meio de cultura dextrose-extrato de levedura	29
4.4 Correlações significativas.....	30
5. DISCUSSÃO.....	31
6. CONCLUSÕES.....	35
7. REFERÊNCIAS.....	35
8. ANEXO	42

1. INTRODUÇÃO

A conversão das áreas de floresta para sistemas de cultivo atrelado ao intenso manejo do solo pode causar uma série de mudanças nas propriedades físicas, químicas e biológicas do solo (Vezzani e Mielniczuk, 2009; Kaschuk et al., 2010; 2011), que, por sua vez, podem afetar a atividade microbiana, responsável pela ciclagem de nutrientes e pelo fluxo de energia no solo através dos processos de mineralização e imobilização dos nutrientes (Vezzani e Mielniczuk, 2009; Kaschuk et al., 2010). Na floresta, a disponibilidade de nutrientes para as plantas é dependente do processo de ciclagem de nutrientes da matéria orgânica do solo (MOS) e da manutenção dos ciclos biogeoquímicos. Com a retirada da floresta, o fluxo de nutrientes que sustenta o ciclo biogeoquímico é modificado, e é provável que um novo modelo de funcionamento ecossistêmico e de ciclagem dos nutrientes ocorra.

A MOS é resultante dos processos de decomposição de resíduos animais e vegetais, composta, entre outros, pelo carbono orgânico total (COT) e pelo nitrogênio total (NT). Consequentemente, COT, NT e a relação C/N do solo estão intimamente relacionadas com os principais conteúdos da biomassa microbiana, comumente estimadas a partir dos conteúdos de C, N e P da biomassa microbiana (C-BM, N-BM e P-BM, respectivamente) (Kaschuk et al., 2010). Hipoteticamente, esses componentes (C-BM, N-BM e P-BM) da MOS são diretamente proporcionais aos conteúdos de COT, NT e relação C/N (Figura 1), pois o crescimento microbiano requer uma relação mais ou menos constante entre nutrientes presentes no conteúdo celular, sendo que o crescimento máximo será determinado pelo nutriente disponível em menor quantidade na solução e na MOS (Hartman e Richardson, 2013; Heuck et al., 2015; Spohn e Chodak, 2015; Li et al., 2015; Yao et al., 2018).

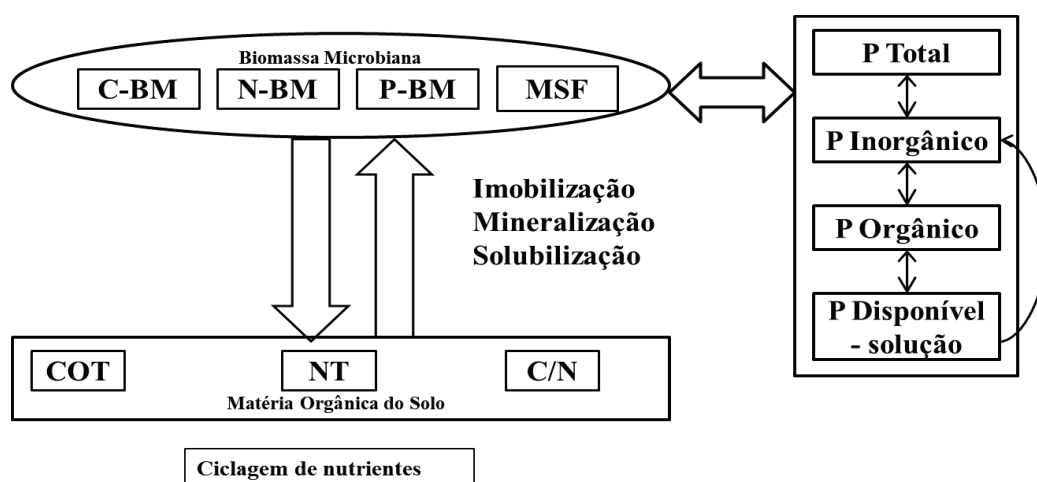


Figura 1: Paradigma clássico da ciclagem de nutrientes do solo.

A biomassa microbiana (BM) do solo é considerada a parte viva e fração ativa da MOS, composta por bactérias, fungos, actinomicetos, protozoários e micro-organismos menores que $5 \times 10^3 \mu\text{m}^3$, representando em média de 2 a 5 % do COT, de 1 a 5 % NT e 5 a 80 % de fósforo total (Pt) do solo (Vance et al., 1987; Brooks e Jenkinson, 1982; Brookes et al., 1985). Por um lado, a BM-C influencia diretamente a ciclagem de nutrientes do solo, promovendo a mineralização e imobilização dos nutrientes presentes nos resíduos orgânicos. Por outro lado, ela está sujeita às mudanças no solo e à disponibilidade do carbono (C), uma vez que o C serve de fonte de energia para o desenvolvimento e crescimento desses micro-organismos (Hartman e Richardson, 2013; Heuck et al., 2015; Spohn e Chodak, 2015; Li et al., 2015; Yao et al., 2018).

Entre outros, além de COT e NT, os microrganismos precisam de fósforo (P) para crescerem. O P imobilizado na biomassa microbiana (P-BM) pode ser considerado um excelente armazenador do P no solo, já que representa de 1 a 10 % do P presente no solo (Brooks e Jenkinson, 1982; Balota et al., 1998; 2003; Rheinheimer et al., 2008; Santos et al. 2008). Ao curto e médio prazo, o P-BM deve se tornar disponível às plantas após a morte dos microrganismos (Balota et al., 1998; 2003; Rheinheimer et al., 2008). Sendo o P, um dos macronutrientes essenciais para o crescimento das plantas e fator limitante da produção agrícola, o entendimento do ciclo biogeoquímico do P a partir do componente P-BM e das prováveis relações que este tem com as frações de P total (Pt) e da MOS é crucial para a definição de práticas de manejo resultem em maior eficiência dos fertilizantes e maior sustentabilidade agrícola (Rheinheimer et al., 2008; Santos et al. 2008). Por exemplo, sistemas agrícolas com mais revolvimento do solo resultam em maiores taxas de respiração microbiana porque permitem o maior contato da biomassa decompositora com a MOS (Balota et al., 1998; 2003; Vezzani et al., 2018). Ao médio e longo prazo, esses sistemas acumulam cada vez menos C e somente alguns grupos mais especializados da comunidade microbiana do solo poderão sobreviver com o resto de C mais resistente disponível para decomposição (Souza et al., 2013; 2015). Assim, é provável que os sistemas com pouco COT tenham menos condições de suportar o crescimento de C-BM e os ciclos biogeoquímicos dos principais elementos, C, N, P e S (Balota et al., 1998; 2003; Santos et al., 2008; Kaschuk et al., 2010).

O P total (Pt) pode ser particionado nas frações de P inorgânico (Pi); que pode estar adsorvido aos outros compostos e minerais do solo ou disponível na solução e de P orgânico (Po), que reagem entre si e mantém um equilíbrio químico da solução com a fase sólida do solo.

O Pi tem origem na decomposição da rocha-mãe ou nas fontes de fosfato insolúveis que são adicionadas ao solo pelo depósito de sedimentos ou pela fertilização antrópica. Os solos tropicais sofreram processos intensos de decomposição de minerais (intemperismo) e, por isso, abundam em óxidos e hidróxidos de Fe e Al, que têm carga positiva e alto poder de sorção das cargas negativas dos fosfatos (Gatiboni et al., 2007, Rheinheimer et al., 2008, Santos et al., 2008). Assim, uma parte do que é disponibilizado pela decomposição de Po (ou até mesmo da solubilização oriunda da fração Pi) é readsorvida pela fração mineral do solo, uma parte é imobilizada pela biomassa microbiana (P-BM), e, uma parte muito pequena é absorvida pelas plantas na forma de HPO_4^{-2} e H_2PO_4^- (Gatiboni et al., 2007, Rheinheimer et al., 2008, Santos et al., 2008). Portanto, a ciclagem do P no solo é mais complexa do que a de C e N, haja vista que o P sofre reações de adsorção com os minerais, o que resulta no acúmulo de Pi na camada superficial do solo (Richardson, 2001; Richardson e Simpson, 2011; Sharma et al., 2013; Zhu et al., 2018). A disponibilidade de P é controlada na sua maior parte por reações bioquímicas durante a decomposição da MOS, e sua disponibilidade na solução do solo é mediada pela mineralização e/ou solubilização por meio dos microrganismos (Richardson e Simpson, 2011; Sharma et al., 2013; Li et al., 2015; Sarker et al., 2018; Yao et al., 2018).

O Po tem origem na decomposição de restos vegetais e BM e representa de 5 a 80 % do P total (Pt) do solo (Brooks e Jenkinson, 1982). As principais fontes de Po têm diferentes taxas de degradação de acordo com as suas ligações químicas: monoésteres ou diésteres. As fontes de Po com predominância de ligações diésteres, como é o caso dos fosfatos de inositol que representam 10 a 80 % do Po total (Gerke et al., 2015), possuem alta carga residual, são resistentes à mineralização e, por isso, têm baixa labilidade e correspondem à baixa disponibilidade de P para as plantas. As fontes Po contendo ligações monoésteres, como os fosfolípidios, os ácidos nucleicos e compostos ésteres-fosfato (0,5-5 % do Pt) têm maior taxa de degradação e podem fornecer P à solução do solo com maior labilidade. Já que o seu conteúdo é de alta labilidade, as frações de Po contendo monoésteres são encontradas em pequenas quantidades no solo (Santos et al., 2008).

Como os processos de sorção do Pi aos minerais do solo e a imobilização na BM fazem com que o P tenha muito baixa solubilidade e disponibilidade no solo, as plantas e microrganismos desenvolveram estratégias para conseguir disponibilizar o P para sua absorção. A interação mais conhecida de plantas com micro-organismos para aquisição de P é a associação micorrízica, uma simbiose formada entre plantas (mais de 90% das espécies de

plantas) e fungos micorrízicos dos filos Basidiomycota, Ascomycota e Glomeromycota. Na simbiose micorrízica, o fungo coloniza os espaços que não são alcançados pelas raízes, fosfatos, transloca-os via citoplasma fúngico até as raízes, e troca com as plantas por foto-assimilados. A maior contribuição dos fungos micorrízicos é devido ao aumento das taxas de absorção de fosfato, que forçam o equilíbrio químico da fase sólida para a solução do solo (Bolan, 1991; Smith et al., 2011). Entretanto, os micro-organismos do solo podem contribuir para a nutrição de P das plantas de outras maneiras. Bactérias (Glick, 2012) e outros organismos promotores do crescimento vegetal [fungos endofíticos (Resende et al., 2014), protozoários (Krome et al., 2010) e microalgas (Mezzomo et al., 2010; Angelo et al., 2014)] podem influenciar a nutrição de P na planta através do incremento da área superficial das raízes pela extensão do sistema radicular (crescimento por meio de fitohormônios) (Bolan, 1991; Behera et al., 2014), que provoca o deslocamento do equilíbrio de adsorção e resulta numa transferência de íons fosfato para a solução do solo.

Além disso, os microrganismos do solo e da rizosfera podem influenciar a nutrição de P das plantas através de estímulos de processos metabólicos que são efetivos na solubilização e mineralização do P a partir de formas pouco disponíveis de P_o e P_i . Esses processos incluem a liberação de ácidos orgânicos, produção de sideróforos e a produção de enzimas fosfatases que são capazes de hidrolizar o P_o (Richardson, 2001; Richardson e Simpson, 2011; Glick, 2012; Sharma et al., 2013; Zhu et al., 2018). Diversos grupos de microrganismos já são conhecidos pela capacidade de disponibilizar P para a solução do solo (Sylvester-Bradley et al., 1982; Silva Filho e Vidor, 2000; Chen et al., 2006), os quais estão envolvidos diretamente nos processos de solubilização do P inorgânico insolúvel e mineralização do P orgânico, desempenhando papel fundamental no ciclo biogeoquímico do P e conseqüentemente na sua disponibilização (Richardson, 2001; Richardson e Simpson, 2011; Sharma et al., 2013; Zhu et al., 2018).

O P na agricultura pode ser reposto ao solo pela aplicação de resíduos orgânicos contendo fosfatos (como é o caso da cama de aves), pela fosfatagem de rocha (fertilizantes solúveis ou fosfatos naturais), pela aplicação de cinzas e calagem, pois as mudanças de pH solubilizam fosfatos adsorvidos aos minerais do solo e, pela vermicompostagem. Por ser um nutriente de alta energia de ligação, o P precisa ser aplicado em grandes quantidades na agricultura, principalmente na forma de fertilizantes fosfatados, o P_i inicialmente disponível na solução do solo é rapidamente adsorvido e/ou fixados na fração argila do solo e se torna indisponível. As grandes quantidades de P utilizadas para suprir as necessidades das plantas

cultivadas têm como consequência a elevação das concentrações de P nas águas superficiais, e através do escoamento superficial e carreamento podem causar a eutrofização dos corpos d'água, trazendo um grande impacto ambiental.

A produção de hortaliças é uma importante fonte de renda para as famílias e contribui para valorização e fortalecimento da agricultura familiar. Com o crescimento da população e a crescente demanda por alimentos, a produção de hortaliças no estado do Paraná aumentou em 77 % nos últimos 15 anos (SEAB, 2016). A Região Metropolitana de Curitiba (RMC) concentra cerca de 39 % do volume total de hortaliças produzidas no Paraná; foi responsável por 1.183.481 toneladas de alimentos e movimentou 1,4 bilhão de reais em 2016, uma cifra que representa 37 % do Valor Bruto da Produção (VBP) (SEAB, 2016).

A área média de produção por agricultor familiar na RMC está em torno de 3,2 ha. A produção de hortaliças é obtida sob os sistemas orgânico e convencional, comumente com preparo de solo convencional (aração e gradagem). A maioria das propriedades utiliza adubação orgânica com cama aviária, algumas aplicam fertilizantes minerais fosfatados solúveis e fazem uso rotineiro de pesticidas (Ramos et al, 2014). A cama aviária é considerada um insumo de baixo custo e de rápido retorno nutricional, pois desde que o processo de estabilização aconteça corretamente, a cama aviária pode suprir parcial ou totalmente o fertilizante (Ramos et al., 2014). As doses de cama aviária são estimadas para atender as necessidades do nitrogênio (N), que tende a ser perdido por volatilização e lixiviação e, por isso, a aplicação dela pode trazer como consequência a acumulação do fósforo (P) no sistema (Sharpley, 1999; Couto et al., 2017). Como as áreas de produção de hortaliças da RMC permeiam espaços urbanos, periurbanos e unidades de conservação da biodiversidade (em função do relevo e da existência de vários córregos e fontes de água naturais), o manejo intenso do solo das áreas de produção de hortaliças na RMC tem um forte potencial de degradação ambiental. O revolvimento do solo promove a desestruturação dos atributos físicos do solo e isso deve facilitar o escoamento superficial, o assoreamento de córregos e a eutrofização dos corpos d'água. Por outro lado, uma pergunta interessante é por que os agricultores mantêm com patamares elevados aplicação de fertilizantes aos solos anteriormente fertilizados. Será que o ecossistema do solo não está sendo capaz de reciclar os nutrientes em velocidade compatível com a rápida demanda das plantas? O que está acontecendo com o P depositado no solo nessas áreas de produção de hortaliças da RMC?

Sendo assim, considerando que os processos de disponibilização de P dependem dos ciclos biogeoquímicos do C e N, entre outros nutrientes, e, que o P pode ser fracionado em

várias frações no solo, o objetivo do trabalho foi avaliar a contribuição da biomassa e da atividade microbiana nos processos de disponibilização de fósforo na solução do solo a fim de entender a interferência do manejo do solo sobre a ciclagem de P.

2. HIPÓTESES E OBJETIVOS

2.1 Hipótese geral

O manejo agrícola do solo altera as porções e proporções dos elementos C, N e P do solo em relação ao solo original não cultivado.

2.2 Hipótese específica

O manejo agrícola do solo afeta a distribuição das frações de P do solo.

2.3 Objetivo geral

O objetivo foi avaliar a contribuição da biomassa e da atividade microbiana nos processos de disponibilização de P na solução do solo a fim de entender a interferência do manejo do solo sobre a ciclagem de P.

2.4 Objetivos específicos

- a) Verificar as relações entre biomassa e atividade microbiana com atributos químicos do solo, especialmente, as frações de P.
- b) Verificar a correlação existente entre incremento da biomassa microbiana e o número de solubilizadores de fosfato.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Sítios experimentais

As amostras de solo foram coletadas em 12 sítios produtores de hortaliças nos municípios de Colombo, Rio Branco do Sul, Itaperuçu e Campo Magro, pertencentes ao cinturão verde da região metropolitana de Curitiba (Figura 2) durante a primavera, entre os meses de setembro e novembro de 2016. Os sítios estão localizados em altitudes entre 730 a 1026 m, clima subtropical úmido do tipo Cfb, segundo a classificação de Köppen (Alvares et al., 2013), caracterizado por temperaturas anuais médias inferiores a 21 °C, amplitude térmica entre 9 °C e 23 °C, precipitação anual total entre 1.300 a 1.800 mm, com chuvas bem distribuídas ao longo do ano (Caviglione et al., 2000).



Figura 2: Municípios da região metropolitana de Curitiba (RMC). Em branco os municípios escolhidos para as coletas de solo, Campo Magro, Itaperuçu, Rio Branco do Sul e Colombo. Dentre os 4 municípios 12 sítios foram escolhidos para as coletas. As coordenadas desses locais são apresentadas na Tabela 1. Fonte: http://www.observatoriodasmetropoles.ufjf.br/imagens/rm_curitiba.gif

Todos os sítios amostrados produziam hortaliças em caráter comercial, como principal fonte de renda, e de forma continuada durante todo o ano. Os sítios 1, 2 e 3 foram

caracterizados dentro do sistema de produção com baixa aplicação de insumos porque não utilizavam insumos agrícolas externos, como fertilizantes, inoculantes e defensivos agrícolas químicos ou biológicos. Os sítios 4, 5, 6, 7, 8 e 9 foram caracterizados como sistema de produção orgânica, pois as hortaliças eram produzidas com adição de resíduos orgânicos (cama aviária) como fertilizantes, inoculantes biológicos e defensivos agrícolas aceitáveis na legislação nacional que certifica produção orgânica (MAPA, 2018), mas sem defensivos agrícolas químicos e fertilizantes sintéticos. E, os sítios 10, 11 e 12 foram caracterizados como áreas de produção convencional porque nos cultivos faziam uso de fertilizantes orgânicos e sintéticos, resíduos orgânicos (cama aviária), inoculantes e defensivos biológicos e químicos, sempre que esses se fizessem necessários.

As áreas nativas foram escolhidas em função da adjacência e a amostragem foi feita para assegurar que as amostras coletadas nas áreas cultivadas e nativas tivessem similar classe de solo, nível topográfico e posicionamento em relação à insolação. Como algumas áreas cultivadas não tinham matas adjacentes, outra área adjacente, que não tenha tido histórico de cultivo, nem fertilização, foi tomada como tratamento de área nativa (no caso dos sítios 5, 10 e 11). Detalhes sobre a descrição das áreas de coleta e caracterização geográfica dos sítios são mostrados na Tabela 1. Uma foto representativa do agroecossistema estudado é mostrada na Figura 3.

3.2 Amostras do solo

As amostras de solo foram coletadas com auxílio de uma pá reta na profundidade de 0 - 20 cm e acondicionadas em duas partes em sacos de polietileno. A primeira parte das amostras foi asseada dos fragmentos de restos vegetais e animais, tamisada em peneira com abertura de 2 mm, e acondicionada em geladeira a 4 °C até o momento das análises microbiológicas, num tempo inferior a 60 dias. A segunda parte foi secada em estufa a 60 °C até peso constante para ser submetida posteriormente às análises químicas e físicas.



Figura 3: Área de produção de hortaliças e áreas nativas adjacentes na região metropolitana de Curitiba, 2017.

Tabela 1: Distribuição das áreas de coleta identificadas por sítio, município, características geográficas (altitude, latitude e longitude) e descrição das áreas de cultivo de hortaliças e áreas nativas, sistema de manejo, tipo de solo (Cambissolo) e a vegetação nativa (Floresta Ombrófila Mista) foram iguais para todos os sítios, adubação, sistema de produção, relevo e outras características relevantes da Região Metropolitana de Curitiba.

Sítio	Altitude (m)	Latitude / Longitude	Sistema de manejo	Adubação	Sistema de produção	Relevo	Outras características
1	703	25°05'10,19"S / 49°34'72"O	Baixo insumo	Cinza de fogão	Policultivo	Ondulado	Revolvimento mínimo das áreas de plantio; Pequena área de cultivo.
2	641	25° 4'34.46"S / 49°34'34.93"O	Baixo insumo	Sem cama de aviário	Policultivo	Ondulado	Revolvimento mínimo das áreas de plantio; Pequena área de cultivo.
3	1001	25°15'0.11"S / 49°12'55.64"O	Baixo insumo	Sem cama de aviário	Policultivo	Ondulado	Revolvimento mínimo das áreas de plantio; Pequena área de cultivo.
4	880	25°17'49.23"S / 49°26'8.10"O	Orgânico	Cama de Peru	Policultivo	Ondulado	Revolvimento mínimo das áreas de plantio.
5	782	25°16'26.65"S / 49°27'41.40"O	Orgânico	Cama de aviário	Monocultivo: Produção de hortaliças, ciclo curto.	Ondulado	Sem a presença de horizonte A; Plantio em encosta; Preparo de solo com aração e gradagem.
6	787	25°16'25.86"S / 49°27'40.43"O	Orgânico	Cama de Peru	Monocultivo: Produção de hortaliças, ciclo curto.	Suave ondulado	Lençol freático próximo a superfície; Intenso uso do solo; Preparo de solo com aração.
7	980	25°13'23.78"S / 49°14'29.09"O	Orgânico	Cama de aviário	Monocultivo: Produção de hortaliças, ciclo curto.	Suave ondulado	Intenso uso do solo; Preparo de solo com aração e gradagem.
8	1026	25°14'44.94"S / 49°13'36.62"O	Orgânico	Cama de Peru	Monocultivo: Produção de hortaliças, ciclo curto.	Ondulado	Sem a presença de horizonte A. Coleta - área de pastagens; Intenso uso do solo; Preparo de solo com aração e gradagem.

Continuação da tabela 1...

Sítio	Altitude (m)	Latitude / Longitude	Sistema de manejo	Adubação	Sistema de produção	Relevo	Outras Características
9	972	25°13'38.43"S / 49°14'19.19"O	Orgânico	Cama de Peru	Monocultivo: Produção de hortaliças, ciclo curto.	Ondulado	Camada de cobertura do solo; Manejo intenso do solo.
10	1020	5°14'43.65"S / 49°13'30.96"O	Convencional	Cama de aviário	Monocultivo: Produção de hortaliças, ciclo curto.	Ondulado	Sem a presença de horizonte A; Intenso uso do solo; Preparo de solo com aração e gradagem.
11	1019	25°14'6.04"S / 49°14'24.38"O	Convencional	Cama de aviário	Monocultivo: Produção de hortaliças, ciclo curto.	Ondulado	Sem a presença de horizonte A; Coleta - área de pastagens; Intenso uso do solo; Preparo de solo com aração e gradagem.
12	1007	25°14'6.32"S / 49°14'41.80"O	Convencional	Cama de aviário	Monocultivo: Produção de hortaliças, ciclo curto.	Suave Ondulado	Intenso uso do solo; Preparo de solo com aração e gradagem.

3.3 Análises físicas e químicas do solo

A análise granulométrica foi realizada utilizando o método do densímetro de Bouyoucos (Gee e Bauder, 1986) e, a classe textural foi determinada com auxílio do triângulo textural proposto pelo IBGE (2015).

Os conteúdos de potássio (K^+), cálcio (Ca^{+2}) e magnésio (Mg^{+2}) trocáveis, alumínio trocável (Al^{+3}), P disponível ($Mehlich^{-1}$) e pH em $CaCl_2$ foram determinados conforme descrito por Marques e Motta (2003). O nitrogênio total (NT) e carbono orgânico total (COT) foram determinados por combustão seca em analisador elementar (CHNOS), modelo Vario El III – elementar®, Germany. As características físicas e químicas dos solos coletados nas áreas são mostradas nas Anexos 1 e 2.

3.4 Carbono e Nitrogênio da Biomassa Microbiana

As análises de C e N da biomassa microbiana foram realizadas pelo método de fumigação-extração com modificações de Vance et al. (1987) e de Brookes et al. (1985), e conforme descritas a seguir. A metodologia completa foi realizada com amostras duplicadas contendo 20 g de solo úmido a temperatura ambiente em tempos iguais. A primeira réplica da amostra foi submetida à fumigação enquanto a segunda permaneceu em repouso no escuro. Então, as duas amostras foram submetidas à extração dos materiais intracelulares e à determinação dos conteúdos de C e N.

Na etapa de fumigação, as amostras fumigadas foram acondicionadas em uma caixa de aço carbono A36 hermeticamente fechada, acompanhadas de 3 frascos contendo 50 mL de clorofórmio livre em cada e outros 3 contendo 50 mL de água, e incubadas sob vácuo de 500 a 600 mmHg por 24 horas. Passado o tempo de incubação (24 horas), as amostras foram expurgadas do clorofórmio com aplicação intermitente de vácuo em períodos de 3 minutos 5 vezes.

Na etapa de extração, as amostras foram suspendidas em 50 mL de solução extratora sulfato de potássio (K_2SO_4 0,5 M). As suspensões foram agitadas em agitador orbital a 175 rpm por 60 min, transferidas para tubos plásticos de centrífuga, centrifugadas por 10 minutos com rotação em torno de 2500 rpm, e finalmente, filtradas em papel filtro quantitativo, com retenção nominal de 20 – 25 micra, filtração rápida. Os sobrenadantes obtidos continham os extratos de material intracelular e foram armazenados em freezer -20 °C até o momento das análises, mas não mais do que 30 dias.

O C dos extratos foi determinado segundo Bartlett e Ross (1988). Para isso, alíquotas de 0,5 mL do extrato foram ressuspensas com 0,5 mL da solução extratora K_2SO_4 0,5 M, 1 mL da solução de Mn (III) – pirofosfato (em um balão volumétrico de 250 mL adicionados nessa ordem: 80 mL de água deionizada + 75 mL de pirofosfato de sódio ($Na_4P_2O_7$) 0,1 M + 12 mL de ácido sulfúrico (H_2SO_4) 0,5 M + 5 mL de permanganato de potássio ($KMnO_4$) 0,1 M + 20 mL de Sulfato de Manganês ($MnSO_4$) 0,1M e água deionizada até completar o volume de 250 mL) e 1 mL de H_2SO_4 concentrado, agitadas rapidamente e, deixadas em repouso por aproximadamente 16 horas. O C da biomassa microbiana (C-BM) foi calculado a partir das concentrações medidas em espectrofotômetro de chama (Shimadzu, UVmini-1240, Inc, Kyoto, Japan) com comprimento de onda de 495 nm, utilizando-se o fator de correção de $k_C = 0,41$ (Anderson e Domsch, 1978) e a seguinte equação:

$$C-BM = (C \text{ fumigado} - C \text{ não fumigado}) / k_C$$

Onde: C-BM é o C da biomassa microbiana do solo (mg de C kg^{-1} solo); C fumigado é o C das amostras que foram fumigadas (mg de C kg^{-1} solo); C não fumigado é o C encontrado nas amostras que não foram fumigadas com clorofórmio (mg de C kg^{-1} solo); k_C fator de correção a fim de expressar a fração do C extraído em relação a biomassa microbiana do solo.

O N foi determinado em alíquotas de 20 mL do extrato, após digestão via digestão úmida em bloco digestor a 350 °C com H_2SO_4 concentrado segundo (Bremner, 1965), e determinação do N amoniacal ($N-NH_4$) por colorimetria pelo método de azul de indofenol de acordo com Feije e Anger, (1972) em meio alcalino, no qual o NH_4^+ reage com o hipoclorito de sódio ($NaOCl$) e Fenol (C_6H_5OH) e forma solução de cor azul. Alíquotas de 20 mL de extrato foram transferidas para tubos de digestão, misturadas com uma pitada de catalisador K_2SO_4 + sulfato de cobre ($CuSO_4$) 10:1 e 1,5 mL de H_2SO_4 concentrado, e, levadas ao bloco digestor. As suspensões foram aquecidas gradativamente até que seus volumes fossem reduzidos a 2 mL e a sua coloração ficasse escura. Então, as mesmas foram submetidas à temperatura de 350 °C até que os extratos apresentassem uma coloração verde claro. Após atingirem o volume e coloração esperados, as alíquotas concentradas pela digestão foram diluídas para o volume final de 30 mL com a adição de água destilada. Na sequência, uma subalíquota de 1 mL deste extrato foi diluída em 9 mL de água destilada, destes, 2 mL foram colocados em tubos de ensaio e adicionados 7 mL da solução A (5,0 g de NaOH + 30 mL da

solução de Na₂-EDTA e completar o volume para 2 L com água deionizada) + 1 mL da solução B (10 g de fenol cristal-PA (C₆H₅OH) + 0,5 g de nitroprussiato de sódio (Na₂[Fe(CN)₅NO]. 2H₂O), dissolver em água deionizada e completar volume para 1 L com água deionizada) + 1 mL da solução C (5,0 g de NaOH + 9,4 g de sódio fosfato bibásico dodecahidratado (Na₂HPO₄.12H₂O) + 31,8 g de fosfato de sódio tribásico trissódico (Na₃PO₄.12H₂O) + 20,0mL de NaOCl (4 – 6 %), dissolve em água deionizada e completar volume para 1 L com água deionizada). Anteriormente o preparo das soluções é necessário fazer o Na₂-EDTA, para isso pesar 12,7 g Na₂-EDTA em dissolver em aproximadamente 900 ml de água deionizada, ajustar o pH pra 10,0 com solução de NaOH 1,0 M e completar o volume para 1000 mL. Depois de prontas as amostras foram deixadas em repouso por duas horas até o momento da leitura de absorbância em espectrofotômetro de chama (Shimadzu, UVmini-1240, Inc, Kyoto, Japan) com comprimento de onda de 630 nm. O N da biomassa microbiana (N-BM) foi calculado pela diferença do N (mg de N kg⁻¹ solo) encontrado das amostras fumigadas e não fumigadas, de maneira semelhante ao C-BM, entretanto, usando um fator de correção de k_N = 0,54 (Brooks et al., 1985).

3.5 Quociente microbiano

O quociente microbiano (qMic) expressa quanto do COT está imobilizado na forma de C-BM (Sparling 1992) e foi calculado segundo $qMic = C-BM/COT$, onde: qMic é quociente microbiano (adimensional); C-BM é carbono da biomassa microbiana e, COT é carbono orgânico total, ambos expressos em mg de C kg⁻¹ solo.

3.6 Fósforo da biomassa microbiana

Os extratos para determinação de P da biomassa microbiana (P-BM) foram obtidos pelo método de fumigação-extração (Brooks e Jenkinson, 1982) modificado de Vance et al. (1987), considerando amostras duplicadas de 10 g de solo úmido. A etapa de fumigação seguiu os mesmos passos descritos anteriormente no item da extração de C-BM, porém, nessa etapa também continha 3 frascos com 20 mL de NaOH 0,5 M durante a fumigação.

Após a fumigação, as amostras de solo foram suspensas em 100 mL de solução de bicarbonato de sódio (NaHCO₃ 0,5 M), agitadas a 220 rpm em agitador orbital por 30 minutos, deixadas em repouso por 30 minutos e, finalmente, filtrados em papel filtro quantitativo, retenção nominal de 2 micra, filtração lenta. Os sobrenadantes filtrados continham os extratos de material intracelular microbiano e foram armazenados em freezer - 20 °C até o momento das análises, mas não mais do que 30 dias.

Alíquotas de 20 mL dos extratos foram transferidas para tubos de digestão e acrescidas de 2 mL de ácido perclórico e 1 mL de MgCl_2 . Os tubos foram aquecidos gradativamente até 160 °C, deixando que os extratos, temporariamente com coloração negra, ferverem até se tornarem incolores. Os extratos concentrados foram transferidos para balão volumétrico e aferidos com água destilada fervente até o volume de 10 mL. Alíquotas desta diluição foram submetidas ao método azul de molibdato (Murphy e Raley, 1962) para quantificação de P por colorimetria em espectrofotômetro (Shimadzu, UVmini-1240, Inc, Kyoto, Japan) com comprimento de onda de 660 nm.

O cálculo do P-BM foi feito pela diferença das concentrações de P (mg de P kg^{-1} solo) das amostras fumigadas e não fumigadas, da mesma maneira que o C-BM, entretanto utilizando o fator de correção $k_p = 0,40$ (Anderson e Domsch, 1978).

3.7 Bactérias solubilizadoras de fosfato

Amostras frescas de solo foram submetidas à diluição em série, seguida de semeadura em placas de Petri e contagem de unidades formadoras de colônia (UFC) de todas as bactérias (Bt) e das bactérias solubilizadoras de fosfato (BSF) crescidas em meio dextrose-extrato de levedura, com detalhes que seguem.

Os solos armazenados em geladeira foram tamizados em peneira de 2 mm. Amostras contendo 10 g deste solo úmido foram transferidos para erlenmeyer contendo 90 mL de solução salina (NaCl 0,85 %) e agitadas por 15 minutos em agitador orbital. Da suspensão, alíquotas de 1 mL foram transferidas para tubos de ensaios e sucessivamente diluídas com solução salina até a diluição de 10^{-4} . Na sequência, 1 mL da suspensão 10^{-4} foi inoculado com alça de Drigalsky sobre o meio de cultura dextrose-extrato de levedura, (Dionísio et al., 2016) adaptado de Sylvester-Bradley et al. (1982). Este meio de cultura foi preparado em duas partes. A primeira parte consistiu da adição de 10 g de glicose, 0,5 g de extrato de levedura, 2,0 mL de solução de sulfato de magnésio (MgSO_4 10 %), 2 mL de solução de cloreto de cálcio (CaCl_2 1%), 2 mL de solução de cloreto de sódio (NaCl 10 %), 1 mL solução de micronutrientes (solução contendo 0,2 g de Na_2MoO_4 ; 0,235 g MnSO_4 ; 0,28 g de H_3BO_3 ; 0,008 g de CuSO_4 e 0,024 g de ZnSO_4 em 200 mL de água destilada) previamente preparada, 10 mL de Fe-EDTA (solução obtida pela dissolução de 3,72 g de Na-EDTA e 3,78 g de FeSO_4 em água aquecida em 80 °C, volume ajustado para 1000 mL), 0,1 g de nitrato de potássio (KNO_3) e 15 g de ágar em 800 mL de água destilada, correção do pH a 7,0 com NaOH 0,1 %, completando o volume com água destilada para 1000 mL seguida de esterilização em autoclave. A segunda parte foi realizada um pouco antes da distribuição do

meio nas placas de Petri. Nessa fase, adicionado ao meio ainda quente (45° C) 50 mL da solução de K_2HPO_4 (10 %) e 100 mL da $CaCl_2$ (10 %), que tinham sido esterilizados separadamente. Então, o K_2HPO_4 reagiu com $CaCl_2$ e formou um precipitado insolúvel de bifosfato de cálcio ($CaHPO_4$), que deixou o meio de cultura esbranquiçado.

Cada amostra foi inoculada em três placas de Petri. As placas foram incubadas em posição invertida e incubadas a 25 °C durante 12 dias. A diluição selecionada permitiu a contagem de 20 a 200 unidades formadoras de colônia por placa. As colônias que formaram um halo transparente ao seu redor de seu eixo central foram contadas como bactérias solubilizadoras de fosfato.

3.8 P total, P inorgânico e P orgânico do solo

O P total (Pt) e o P inorgânico (Pi) foram obtidos conforme o método de ignição (Olsen e Sommers, 1982) a partir da determinação de P extraído de duas amostras de 2 g de solo úmido. No início do procedimento, as primeiras replicatas foram colocadas em cadinhos de porcelana (Pt) e, as segundas (amostras frias), em frascos de vidro (Pi). Os cadinhos foram levados à mufla para ignição a 550 °C durante uma hora. As amostras (frias) de solo foram transferidas para frascos de vidro. Então todas as amostras foram suspensas em 50 mL de H_2SO_4 0,5 M, agitadas em agitador horizontal a 220 rpm por 16 horas, filtradas em papel filtro quantitativo, retenção nominal de 2 micra, filtração lenta, e, os seus sobrenadantes foram conduzidos à determinação de P em espectrômetro de emissão óptica com plasma acoplado indutivamente (ICP-OES VARIAN 720-ES – Austrália). O teor de P orgânico (Po) foi determinado pela diferença do P determinado nos extratos com e sem ignição, considerados, respectivamente, Pt e Pi.

3.9 Delineamento experimental e análise estatística

As variáveis quantitativas (C-BM, P-BM e N-BM, número de unidades formadoras de colônias e atributos químicos do solo) foram submetidas aos testes de Shapiro Wilk para confirmação das premissas da análise de variância (ANOVA). A ANOVA foi aplicada seguindo os preceitos de delineamento experimental inteiramente casualizado, considerando dois tratamentos (áreas cultivadas versus áreas nativas) por sítio e três amostras por tratamento (total de 72 amostras). As correlações de Pearson foram geradas com as médias agrupadas dentro de cada tratamento, utilizando o intervalo de confiança de 95 %. Ambas as análises foram realizadas utilizando o ambiente R (RStudio Team, 2016) com auxílio do Microsoft Excel® 2010.

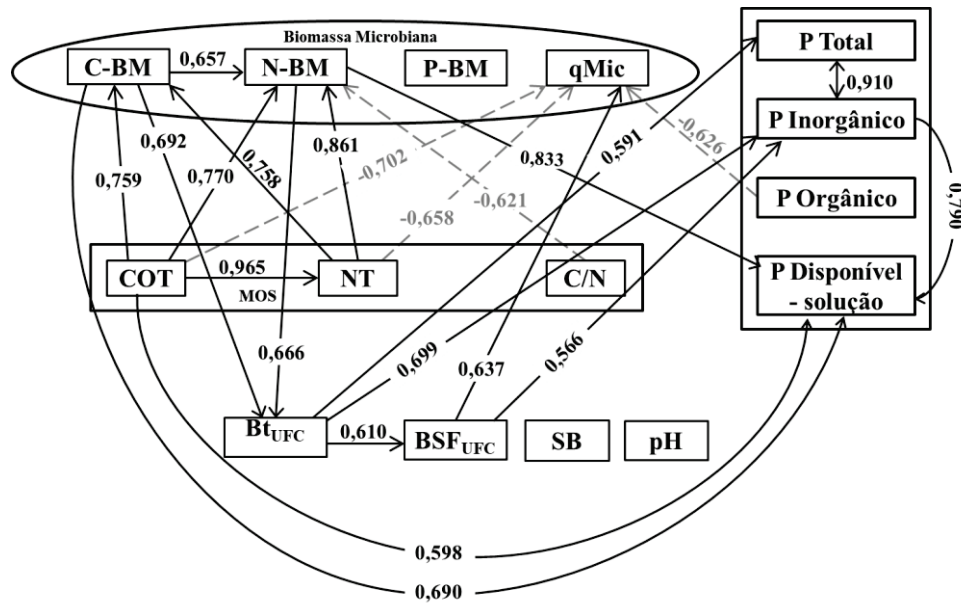
4. RESULTADOS

Os dados indicam que a conversão das áreas nativas em áreas de cultivo modificou os atributos químicos e biológicos do solo, e, por consequência, alterou os processos de ciclagem e a disponibilidade de nutrientes para as plantas, com ênfase no P. As avaliações dos conteúdos de C, N e P totais e fracionais evidenciaram que os sistemas de produção de hortaliças alteraram as diferentes porções e também as proporções desses elementos nas áreas cultivadas em relação às áreas nativas. As correlações entre as diferentes variáveis analisadas (Anexos 3 e 4; Figura 4) indicam que as mudanças das porções de C, N e P do solo nas áreas de cultivos de hortaliças provavelmente provocaram alterações nas funções dos microrganismos relacionados ao ciclo biogeoquímico do P. O detalhamento dessas evidências será feito nos tópicos a seguir, considerando-se como porções do carbono e nitrogênio do solo, os conteúdos totais e o C presente na biomassa microbiana (C-BM e N-BM), como porções do fósforo no solo, as frações orgânicas (Po) e inorgânicas (Pi) (insolúvel e solúvel, que está disponível (Pd)), e finalmente, como atributo das funções dos microrganismos, o P da biomassa microbiana (P-BM) e bactérias solubilizadoras de fosfato (BSP) cultivadas em meio de cultura dextrose-extrato de levedura.

4.1 Porções de Carbono e Nitrogênio do Solo

As áreas cultivadas com hortaliças perderam em média 38% do carbono orgânico total (COT) do solo em relação às áreas nativas (Tabela 2), embora essas respostas não tenham sido similares nos 12 sítios de amostragem (Anexo 5). Além disso, os valores mais baixos de COT foram acompanhados de menores valores de nitrogênio total (NT), de forma que as áreas cultivadas diminuíram em média 31 % de NT em relação às áreas nativas. Contudo, apesar das correlações positivas significativas entre incrementos de COT e NT, essas áreas apresentaram uma relação C/N do solo menor (8 %) do que as áreas nativas (Tabela 2). Aparentemente, essa diminuição dos conteúdos de COT, NT e relação C/N das áreas de cultivo pode estar acontecendo em função do provável aumento da taxa de decomposição da MOS ou simplesmente perdas erosão do solo e lixiviação de nutrientes, devido ao intenso preparo do solo dessas áreas.

Correlações das Áreas Nativas



Correlações das Áreas de Horta

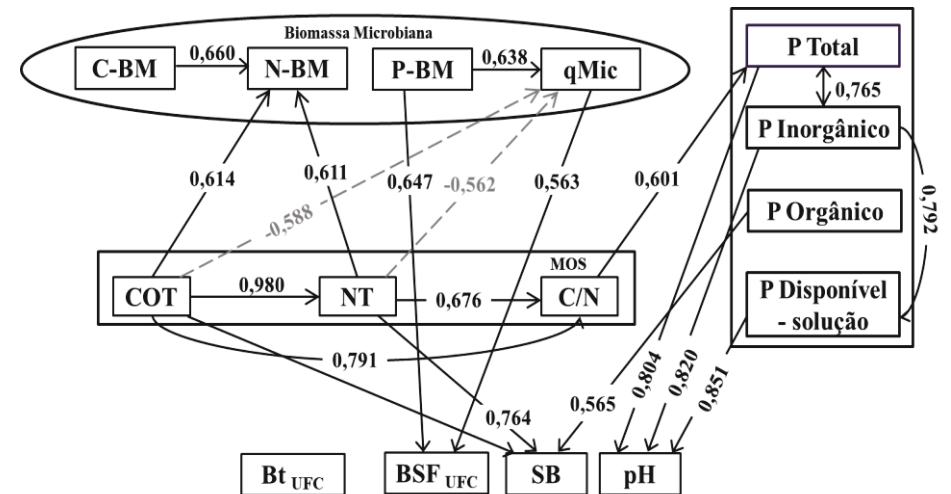


Figura 4: Correlações de Pearson das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba. As abreviações: significam, respectivamente, C-BM: Carbono da Biomassa Microbiana; N-BM: Nitrogênio da Biomassa Microbiana; P-BM: Fósforo da Biomassa Microbiana; qMic: Quociente Microbiano; Bt: Bactérias Totais; BSF: Bactérias Solubilizadoras de Fosfato; COT: Carbono Orgânico Total; NT: Nitrogênio Total; Relação C/N do solo; SB: Soma de Bases; pH: Potencial Hidrogeniônico. As correlações foram geradas com as médias agrupadas dentro de cada tratamento e todos os valores apresentados foram significativos num intervalo de confiança de 95 %. As linhas contínuas indicam relações que têm forte embasamento na literatura. As linhas pontilhadas indicam relações prováveis. As direções das setas são arbitrárias de acordo com as possíveis relações indicadas pela literatura.

Tabela 2: Resumo dos atributos biológicos do solo das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba. Médias de 36 repetições.

Atributos biológicos	Horta	Nativa	Perdas das áreas de horta X nativa
Carbono Orgânico Total - COT (g kg^{-1} de solo)	28,57	45,92	- 38 %
Nitrogênio Total - NT (g kg^{-1} de solo)	2,67	3,92	- 31 %
Relação C/N do Solo – C/N (%)	10,43	11,43	- 8 %
C da Biomassa Microbiana - C-BM (mg kg^{-1} de solo)	222,81	325,18	- 31 %
N da Biomassa Microbiana - N-BM (mg kg^{-1} de solo)	62,54	96,22	- 35 %
P da Biomassa Microbiana - P-BM (mg kg^{-1} de solo)	61,11	38,88	56 %
Quociente Microbiano - qMic (%)	0,85	0,76	- 11 %
Bactérias totais - Bt (UFC 100 g^{-1} de solo)	11807,41	11141,67	- 5 %
Bactérias solubilizadoras de fosfato (UFC 100 g^{-1} de solo)	73,10	131,94	- 44 %

Uma das premissas desse trabalho é que conteúdos de COT, NT e a relação C/N afetam diretamente os conteúdos de C, N e P da biomassa microbiana (C-BM, N-BM e P-BM, respectivamente) (Figura 1). Isso ocorreria porque o crescimento microbiano exige uma proporção constante de nutrientes no conteúdo citoplasmático (Hartman e Richardson, 2013; Heuck et al., 2015; Spohn e Chodak, 2015; Li et al., 2015; Yao et al., 2018). Portanto, apesar da variação intrínseca própria do atributo (Anexo 5), o C-BM foi consistentemente maior nas áreas nativas do que nas áreas cultivadas com hortaliças, acompanhando as tendências de distribuição de COT (Tabela 2). Da mesma maneira, os valores de N-BM foram aparentemente afetados pela redução de COT e NT do solo (Tabela 2) em função do cultivo de hortaliças. Assim, o C-BM e o N-BM tiveram diminuição de 31 % e 35 % respectivamente nas áreas cultivadas com hortaliças em relação às áreas nativas (Tabela 2). No cômputo geral das médias, os aumentos do C-BM e N-BM das áreas nativas foram, respectivamente, correlacionados com aumentos de COT ($r = 0,759$ e $r = 0,780$; $p = 0,004235$ e $p = 0,003417$ respectivamente) e com aumentos de NT ($r = 0,757$ e $r = 0,860$; $p = 0,004305$ e $p = 0,0003258$, respectivamente) (Figura 4).

E, finalmente, os conteúdos de P-BM não tiveram qualquer relação com os conteúdos de COT, NT e relação C/N do solo (Figura 4), pois nas áreas cultivadas com hortaliças essa variável teve um aumento de 56 % em relação as áreas nativas (Tabela 2). O papel do P-BM deverá ser mais bem compreendido com a descrição detalhada das frações do P no solo e da contagem de microrganismos (bactérias) solubilizadoras de fosfato.

4.2 Porções e Proporções de P no solo

O conteúdo total de fósforo (Pt) é constituído de diversas frações, fósforo inorgânico (Pi), fósforo orgânico (Po), que são frações insolúveis, e fósforo disponível (Pd), que é a fração de P solúvel do solo (Tabela 3). As análises realizadas nos solos coletados na RMC evidenciaram que geralmente as frações de Pt foram aumentados pelos sistemas de cultivo de hortaliças em relação às áreas nativas (Tabela 3).

É interessante notar que os aumentos significativos de Pt nas áreas cultivadas foram acompanhados por aumentos significativos nas frações de Pi, bem como, nas porções de Pd, apesar das mudanças não serem estatisticamente significativas em todos os sítios (Anexo 7). Entretanto, as proporções de Pi e Po não se mantiveram similares entre áreas cultivadas e nativas. Nas áreas cultivadas, o Pi representou a maior proporção do Pt (por exemplo, na média, o Pi representou 59 % do Pt, enquanto o Po representou 32 %) (Figura 5). Já nas áreas nativas, a maior proporção do Pt foi de Po (na média, 69 % do Pt era de Po), e apenas 28 % era de Pi. Os resultados indicam que o Pd das áreas cultivadas está provavelmente relacionado à adição de Pi, enquanto das áreas nativas, o mesmo está provavelmente relacionado à reciclagem do Po.

Tabela 3: Frações do fósforo do solo das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba. Médias de 36 repetições

Frações do Fósforo no Solo	Horta	Nativa
Fósforo Total (g kg^{-1} de solo)	979,20	388,66
Fósforo Inorgânico (g kg^{-1} de solo)	709,63	135,80
Fósforo Orgânico (g kg^{-1} de solo)	269,57	252,85
Fósforo Disponível (g kg^{-1} de solo)	100,77	15,29

4.3 Bactérias solubilizadoras de P em meio de cultura dextrose-extrato de levedura

Em termos gerais, o número de UFC de Bt não diferiu entre as áreas nativas e cultivadas (média em torno de 11500 UFC por 100 g^{-1} de solo, Tabela 2; Anexo 8). Entretanto, as áreas cultivadas com hortaliças apresentaram uma contagem de BSF 44 % menor do que as áreas nativas ($73,15 \pm 0,74$ UFC por 100 g^{-1} de solo nas áreas cultivadas e $131,94 \pm 1,15$ UFC por 100 g^{-1} de solo nas áreas nativas). Além disso, a contagem de BSF foi provavelmente a variável que mais evidenciou as alterações de funcionamento da comunidade microbiana do solo nos dois tipos de sistemas (áreas nativas *versus* áreas cultivadas).

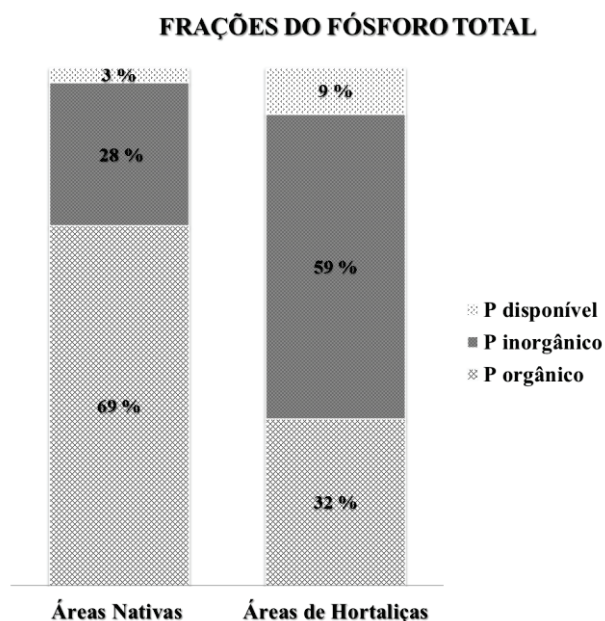


Figura 5: Proporções das frações de fósforo das áreas de cultivo de hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba.

4.4 Correlações significativas

A matéria orgânica do solo é composta pelos conteúdos de COT, NT e relação C/N do solo entre outros. Nas áreas nativas, o COT teve forte correlação com o NT ($r = 0,965$; $p = 3,6 \times 10^{-7}$) e ambos não apresentaram nenhuma correlação com a relação C/N do solo (Figura 4). O COT tem correlação positiva com o conteúdo de C-BM e N-BM ($r = 0,759$; $p = 0,0042$; $r = 0,770$; $p = 0,0034$) assim como o NT com os conteúdos de C-BM e N-BM ($r = 0,758$; $p = 0,0043$; $r = 0,861$; $p = 0,0003$) (Figura 4). Mas, o P-BM não se correlacionou com nenhum dos conteúdos da MOS (Figura 4; Anexo 3).

Nas áreas nativas, o C-BM, N-BM e COT tiveram correlação positiva com o Pd ($r = 0,690$; $p = 0,0128$; $r = 0,833$; $p = 0,0007$; $r = 0,598$; $p = 0,0397$), respectivamente (Figura 4). O C-BM e N-BM se correlacionaram com as bactérias totais (Bt) do solo, respectivamente ($r = 0,692$; $p = 0,0126$; $r = 0,666$; $p = 0,0179$). E as Bt tiveram correlação positiva com as frações de Pt ($r = 0,591$; $p = 0,0427$) e Pi ($r = 0,699$; $p = 0,0549$) e também com a BSF ($r = 0,610$; $p = 0,0351$) (Figura 4). As BSF se correlacionaram com o qMic ($r = 0,637$; $p = 0,025$) e com o Pi ($r = 0,566$; $p = 0,054$). As variáveis do Po, NT e o COT teve uma correlação negativa com o qMic, respectivamente ($r = -0,626$; $p = 0,0291$; $r = -0,658$; $p = 0,0200$; $r = 0,702$; $p = 0,0109$) (Figura 4). E nas áreas nativas a soma de bases e o pH não teve correlação com os demais fatores analisados (Figura 4; Anexo 3).

Por outro lado, nas áreas cultivadas o COT apresenta forte correlação com o NT ($r = 0,980$; $p = 2,7 \times 10^{-8}$), com a relação C/N do solo ($r = 0,791$; $p = 0,0021$), o NT apresentou correlação com a relação C/N do solo ($r = 0,676$; $p = 0,0157$) e a relação C/N teve correlação com o Pt ($r = 0,601$; $p = 0,038$) (Figura 4). O COT e NT tiveram correlação positiva com o N-BM e com a soma de bases (COT e NT com N-BM, $r = 0,614$; $p = 0,0336$; $r = 0,611$; $p = 0,0349$ e COT, NT com SB, $r = 0,748$; $p = 0,0050$; $r = 0,764$; $p = 0,0037$), respectivamente (Figura 4). E o C-BM teve correlação positiva com o N-BM ($r = 0,660$; $p = 0,0196$) (Figura 4). Nas áreas cultivadas o P-BM apresentou correlação positiva com as BSF e com o qMic ($r = 0,647$; $p = 0,022$; $r = 0,563$; $p = 0,056$) e o qMic com as BSF ($r = 0,638$; $p = 0,025$) (Figura 4). As Bt nas áreas de cultivo não apresentaram correlação com nenhum dos fatores analisados. As frações do fósforo, Pt, Pi e Pd teve forte correlação com o pH do solo ($r = 0,804$; $p = 0,0016$, $r = 0,820$; $p = 0,0010$ e $r = 0,851$; $p = 0,0349$) respectivamente. Nessas áreas os conteúdos de C, N e P-BM não se correlacionaram com nenhum parâmetro de fertilidade (Figura 4).

5. DISCUSSÃO

O intenso preparo e manejo do solo nas áreas de cultivo de hortaliças interferem nas frações do fósforo do solo. O fósforo (P) é o segundo nutriente mais essencial para o desenvolvimento das plantas, no entanto, devido a sua alta afinidade mineralógica, sua alta capacidade de adsorção devido às interações organominerais de alta energia de ligação, é encontrado em baixa disponibilidade na solução do solo, principalmente de solos tropicais (Gatiboni et al., 2007, Rheinheimer et al., 2008, Santos et al., 2008). Este trabalho comparou dois ecossistemas de solo da RMC: áreas nativas versus áreas cultivadas com hortaliças, para entender o comportamento das frações de P no solo e a interferência do manejo e preparo do solo intensivo das áreas cultivadas sobre a disponibilidade do P. Para isso, as diversas frações e proporções de P no solo foram mensuradas e correlacionadas com os conteúdos microbianos (C-BM, N-BM e P-BM). Os resultados mostraram que a conversão de áreas nativas em áreas cultivadas tende a alterar os atributos químicos e físicos do solo, e provavelmente, alteram os grupos funcionais da biomassa microbiana atuantes no ecossistema do solo. As análises microbiológicas mostraram que as BSF do solo pareceram ter sido inibidas pelo suprimento artificial de P que é inerente à produção de hortaliças. Dessa forma, este trabalho contribui para o entendimento das relações ecológicas que permeiam o ciclo biogeoquímico do P em áreas produtoras de hortaliças.

Os dados foram obtidos em áreas que têm tido intenso revolvimento do solo, adição de fertilizantes fosfatados e orgânicos e culturas de ciclos curtos (Tabelas 1), e isto deve ter modificado o funcionamento da atividade microbiana em relação às áreas nativas (Tabela 2). Diversos estudos têm mostrado que as práticas agrícolas podem prejudicar a manutenção da matéria orgânica do solo, devido ao intenso revolvimento do solo e à presença de culturas com baixa adição de resíduos vegetais, e, em consequência disso, tendem provocar oscilações na temperatura e umidade, fatores que influenciam a atividade microbiana do solo (Kaschuk et al., 2010; Silva et al., 2010, Ramos et al., 2014). Assim, as práticas de manejo do solo das áreas cultivadas com hortaliças na RMC podem ter trazido como efeito negativo o aumento da decomposição da MOS e podem ter favorecido as perdas dos conteúdos de COT, NT e a relação C/N do solo (Tabela 2; Anexo 5). Nas áreas de cultivo de hortaliças, os conteúdos de C e N armazenado na biomassa microbiana (Tabela 2; Anexo 6), diminuíram proporcionalmente com o COT, NT e a relação C/N do solo (Tabela 2). Usualmente, maiores valores de C e N na biomassa microbiana e maior relação C/N do solo estão associados à maior estabilidade da MOS (Kaschuk et al., 2010; Sarker et al., 2018; Vezzani et al., 2018).

É interessante que o P-BM deveria aumentar proporcionalmente com o C-BM e N-BM devido às proporções constantes de imobilização dos nutrientes (Balota et al. 2003; Hartman e Richardson, 2013; Heuck et al., 2015; Spohn e Chodak, 2015; Li et al., 2015; Yao et al., 2018), entretanto, neste trabalho, os valores de P-BM das áreas nativas não se relacionaram com os demais atributos biológicos do solo (Figura 4). Contudo, as áreas nativas apresentaram maiores quantidades de Po, que a princípio são fontes mais lábeis do P (Gatiboni et al., 2017) e, portanto, a ciclagem de P pode acontecer de forma mais rápida, o que resulta em menor imobilização do P na microbiota e maior mineralização. Então, ao que tudo indica, a manutenção dos nutrientes das áreas nativas depende da presença de resíduos orgânicos vegetais e da decomposição das raízes (Vezzani e Mielniczuk, 2009; Prescott, 2002).

Os dados desse estudo sugerem que o sistema que descreve o ciclo biogeoquímico do P nas áreas nativas é configurado pela dinâmica do COT, C e N da biomassa microbiana, pois essas variáveis governam a disponibilidade de P e determinam a estrutura funcional microbiana das bactérias (Figura 4), tanto quanto foi registrado por Maranguit et al. (2017) e Hartman e Richardson (2013). De fato, um ponto muito importante é que, nas áreas nativas, os conteúdos de C-BM e N-BM se correlacionaram positivamente com número total de UFC de bactérias (Bt) e, estas, consequentemente, com o número de bactérias solubilizadoras de

fosfato (BSF); (Figura 4). Portanto, as correlações sugerem que a biomassa microbiana das áreas nativas utiliza resíduos orgânicos vegetais para adquirir C, mas requer outras estratégias para adquirir nutrientes, como o P, através da mineralização do Po e solubilização do Pi a partir dos argilominerais de carga variáveis (Richardson, 2001; Santos et al., 2008; Richardson e Simpson, 2011; Sharma et al., 2013; Zhu et al., 2018). A metodologia empregada não permitiu identificar quais são os grupos taxonômicos que, sob áreas nativas, apresentam estratégias mais adaptadas às condições em que o C se apresenta em formas mais recalcitrantes à decomposição e as suas estratégias de solubilização de fosfato. Outros estudos, por exemplo, considerando a determinação dos ácidos orgânicos e fosfatases dos microrganismos (Sharma et al., 2013; Behera et al., 2014; Zhu et al., 2018) deverão ser prosseguidos para esclarecimento deste ponto.

O estudo comparou dois sistemas contrastantes em termos de adição de P. As áreas cultivadas receberam P em quantidades consideravelmente maiores do que as áreas nativas. Isso significa que, nas áreas nativas, o P era um fator limitante ao crescimento microbiano, desta forma o P pode ter sido disponibilizado na solução do solo por meio de fosfatases no processo da ciclagem de nutrientes de Po ou pela exsudação de ácidos orgânicos que atuam sobre a solubilização de Pi (Sharma, et al 2013; Zhu et al., 2018). Este trabalho não reporta a avaliação de enzimas fosfatases, nem as taxas de exsudação de ácidos orgânicos pelos microrganismos isolados, entretanto, mostra que o grupo funcional das BSF, que faz a mineralização e/ou solubilização do P, foi mais abundante nas áreas nativas do que nas áreas cultivadas (Tabela 2; Anexo 8).

De um lado, o incremento de MOS das áreas nativas é dependente produção de resíduos vegetais e principalmente da decomposição de raízes. Por outro lado, a MOS no sistema das áreas cultivadas com hortaliças é resultado da adição de restos das culturas e resíduos orgânicos animais de fonte externa, principalmente a cama aviária (Tabela 1) (composta por fezes, urina e penas das aves, ração desperdiçada e material absorvente, por exemplo, maravalha). A cama aviária, por exemplo, pode adicionar cerca de $28,63 \text{ g kg}^{-1}$ e $35,2 \text{ g kg}^{-1}$ de N e P respectivamente (Figueroa et al., 2012). Uma parte dos nutrientes presentes na cama aviária e posteriormente adicionada ao solo é imediatamente disponibilizada para as plantas logo após a aplicação. Entretanto, a entrada constante de cama aviária pode diminuir a atuação do C-BM, pois o C pode sair do sistema via CO_2 (Rui et al., 2016).

O Pt do solo provavelmente aumentou nas áreas de cultivo devido ao intenso preparo do solo e às entradas de fontes de P (tanto resíduos orgânicos quanto fertilizantes fosfatados). O intenso revolvimento do solo sujeita a fração argila ao aumento da área superficial específica e potencializa as interações químicas entre as diferentes frações do P expostas. A proporção de P contido na porção inorgânica do solo é maior no sistema de áreas cultivadas do que no sistema de áreas nativas (por exemplo, nas áreas cultivadas, 69 % do Pt estão na forma de P_i (Figura 5). E nesse caso, é provável que a dinâmica que determina a disponibilidade de P pode ser o pH do solo ($r = 0,851$; $p = 0,0004351$; Figura 4). Tanto a planta (Schachtman et al., 1998) quanto os microrganismos (Goldstein, 1995; Zhu et al., 2018) liberam ácidos orgânicos por exsudação, que diminuem o pH da solução e promovem a dissociação de P sorvido à fase sólida do solo.

O P é um fator limitante para o crescimento de planta e da BM e apesar da literatura mostrar que quanto mais C-BM, melhor para a fertilidade do solo (Rheinheimer et al., 2000; Yao et al., 2018), notamos que a adição do C por si só não é suficiente para estimular a biomassa microbiana em condições que o P é fator limitante. Nas áreas de cultivo, as frações de P-BM acompanharam o aumento dos teores de Pd (Tabelas 2 e 3; Anexos 6 e 7), embora os mesmos não tenham apresentado correlação entre si (Figura 4; Anexos 3 e 4). Isso pode ter acontecido porque o aumento da imobilização do P (P-BM) depende de outros fatores, entre eles, a disponibilidade de C de fácil decomposição e a presença de sideróforos (Spohn e Kuzyakov, 2013; Sharma et al., 2013; Oliveira et al., 2014). E, por isso o P-BM é um bom indicador da biodisponibilidade do P em sistemas cultivados.

O paradigma conhecido da literatura diz que os ecossistemas precisam comportar mais COT do solo para estimular o C-BM e aumentar a disponibilidade de P, ou seja, a mineralização do P pode ocorrer pela necessidade do C (Figura 1) (Spohn e Kuzyakov, 2013). As correlações dos atributos das áreas nativas (Figura 4) foram coerentes com o paradigma clássico de funcionamento do ecossistema do solo. Porém, no caso das áreas cultivadas, aquele modelo demonstrado na Figura 1 não explica o funcionamento do ecossistema do solo, já que as porções de C, N e P da biomassa microbiana não se relacionaram com quaisquer dos parâmetros de fertilidade do solo e não cresce com proporções constantes. Contudo, nessas áreas, o P-BM foi um bom indicador microbiológico do funcionamento do ecossistema do solo.

Em ambos os sistemas, a atividade da biomassa microbiana está envolvida no ciclo biogeoquímico do P. Nas áreas cultivadas, o P da solução parece ter sido condicionado aos

processos de imobilização no tecido microbiano, mas também pela mineralização de resíduos orgânicos. Podendo dizer que o fósforo da biomassa microbiana é influenciado pela disponibilidade das fontes de fósforo. Por outro lado, nos sistemas nativos, a baixa disponibilidade total do P levou ao estabelecimento de uma estrutura microbiana que consegue solubilizar mais P da fração mineral, porém não imobiliza na fração do P-BM. Isso implica que o manejo da fertilidade do solo deve considerar a atividade biológica. Além disso, uma importante evidência deste trabalho é que a mineralização do Po pode ocorrer pela necessidade dos microrganismos de metabolizar fontes de C.

6. CONCLUSÕES

O manejo agrícola do solo da produção de hortaliças na RMC diminui os conteúdos de C e N e aumenta os de P do solo em relação ao solo original não cultivado, trazendo impactos significativos sobre os processos de disponibilização de P na solução do solo.

Enquanto nas áreas nativas, a disponibilidade do P na solução do solo está correlacionada com as frações totais de C e N e biomassa microbiana, nas áreas de hortaliças, ela tem a ver com os atributos químicos do solo, particularmente pH.

Em consequência da baixa disponibilidade de P_i , as áreas nativas comportam mais bactérias solubilizadoras de fosfato do que as áreas fertilizadas. Por outro lado, em consequência da baixa disponibilidade de C, a biomassa microbiana degrada resíduos orgânicos ricos em Po para obter C, fazendo com que o P-BM seja um bom indicador de microbiológico da fertilidade do solo.

7. REFERÊNCIAS

- Alvares CA, Stape JL, Sentelhas PC, Gonçalves JLM, Sparovek G. Köppen's. Climate classification map for Brazil. *Meteorologische Zeitschrift*. 2013;22:711-728.
- Anderson JPE, Domsch KH A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. *Soil Biology and Biochemistry*. 1978;10:215-221.
- Angelo EA, Andrade DS, Filho AC. Non-photoautotrophic cultivation of microalgae: an overview. *Ciências Biológicas e da Saúde*. 2014; 35:115-134.
- Balota EL, Colozzi-Filho A, Andrade DS, Hungria M. Biomassa microbiana e sua atividade em solos sob diferentes sistemas de preparo e sucessão de culturas. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*. 1998;22:641-649.

Balota EL, Andrade DS, Colozzi-Filho A, Dick RP. Microbial biomass in soils under different tillage and crop rotation system. *Biology and Fertility of Soils*. 2003;38:15-20.

Bartlett RJ, Ross DN. Colorimetric determination of oxidizable carbon in acid soil solutions. *Soil Science Society of America Journal*. 1988;52:1191-1192.

Behera BC, Singdevsachan SK, Mishra RR, Dutta SK, Thatoi HN. Diversity, mechanism and biotechnology of phosphate solubilising microorganism in mangrove—A review. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*. 2014;3:97–110.

Bolan NS. A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant and Soil*. 1991;134:189-207.

Bremner JM. Inorganic forms of nitrogen. In C.B. Black et al. (eds.). *Methods of Soil Analysis*. Agron. 1965;9:1179-1237.

Brookes PC, Powlson DS, Jenkinson DS. Measurement of microbial biomass phosphorus in soil. *Soil Biology and Biochemistry*. 1982;14:319-329.

Brookes PC, Landman A, Prudent G, Jenkinson DS. Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: A rapid direct extraction method to measure microbial biomass nitrogen in soil. *Soil Biology and Biochemistry*. 1985;17:837-842.

Caviglione JH, Kiihl LRB, Caramori PH, Oliveira D, Galdino J, Borrozino E, Giacomini CC; Sonomura, MGY, Pugsley, L. *Cartas Climáticas do Estado do Paraná [CD-ROM]*. Londrina: Instituto Agronômico do Paraná; 2000.

Chen YP, Rekha PD, Arun AB, Shen FT, Lai WA, Young CC. Phosphate solubilizing bacteria from subtropical soil and their tricalcium phosphate solubilizing abilities. *Applied Soil Ecology*. 2006;34:33-41.

Couto RR, Ferreira PAA, Ceretta CA, Lourenzi CR, Facco DB, Tassinari A, Piccin R, Conti L, Gatiboni LC, Schapanski D, Brunetto G. Phosphorus fractions in soil with a long history of organic waste and mineral fertilizer addition. *Bragantia*. 2017;76:155-166.

Dionísio JA, Pimentel IC, Signor D. Microrganismos solubilizadores de fosfato. In Dionísio JA, Pimentel IC, Signor D, Paula AM, Maceda A, Mattana AL, editors. *Guia prático de biologia do solo*. Curitiba, SBCS/NEPAR; 2016. p.54-59.

Feije F, Anger V. Spot tests in inorganic analyses. *Analytica Chimica Acta*. 1972;149:363-367.

Figueroa EA, Escosteguy PAV, Wiethölter S. Dose de esterco de ave poedeira e suprimento de nitrogênio à cultura do trigo. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*. 2012;16:714-720.

Gatiboni LG, Kaminski J, Rheinheimer DS, Flores JPC. Biodisponibilidade de formas de fósforo acumuladas em solo sob sistema plantio direto. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*. 2007;31:691-699.

Gee GW, Bauder JW. Particle-size analysis. In Klute A (ed.) *Methods of soil analysis*. Part 1. 2nd ed. Agron.Monogr. 9. ASA and SSSA, Madison, WI. 1986:p.383-411.

Gerke J. Phytate (Inositol Hexakisphosphate) in Soil and Phosphate Acquisition from Inositol Phosphates by Higher Plants. A Review. *Plant Science Journal*. 2015;4: 53-266.

Glick BR. *Plant Growth-Promoting Bacteria: Mechanisms and Applications*. Hindawi Publishing Corporation, Scientifica. 2012; ID 963401;15 pages.

Goldstein AH. Recent Progress in Understanding the Molecular Genetics and Biochemistry of Calcium Phosphate Solubilization by Gram Negative Bacteria, *Biological Agriculture and Horticulture*. 1995;12:185-193.

Hartman WH, Richardson CJ. Differential Nutrient Limitation of Soil Microbial Biomass and Metabolic Quotients (qCO₂): Is There a Biological Stoichiometry of Soil Microbes? *Plos One*. 2013;8:e57127.

Heuck C, Weig A, Spohn M. Soil microbial biomass C:N:P stoichiometry and microbial use of organic phosphorus. *Soil Biology and Biochemistry*. 2015;85:119-129.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. *Manual técnico de pedologia* (3. ed). Coordenação de Recursos Naturais e Estudos Ambientais. 2015:430.

Kaschuk G, Alberton O, Hungria M. Three decades of soil microbial biomass studies in Brazilian ecosystems: Lessons learned about soil quality and indications for improving sustainability. *Soil Biology and Biochemistry*. 2010;42:1-13.

Kaschuk G, Alberton O, Hungria M. Quantifying effects of different agricultural land uses on soil microbial biomass and activity in Brazilian biomes: inferences to improve soil quality. *Plant and Soil*. 2011;338:467-481.

Krome K, Rosenberg K, Dickler C, K Kreuzer, Ludwig-Müller J, Ullrich-Eberius C, Scheu S, Bonkowski M. Soil bacteria and protozoa affect root branching via effects on the auxin and cytokinin balance in plants. *Plant Soil*. 2010;328:191-201.

Li J, Li Z, Wang F, Zou B, Chen Y, Zhao J, Mo Q, Li Y, Li X, Xia H. Effects of nitrogen and phosphorus addition on soil microbial community in a secondary tropical forest of China. *Biology and Fertility of Soils*. 2015;51:207-215.

MAPA - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Regularização da Produção Orgânica. 2018. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/sustentabilidade/organicos/regularizacao-da-producao>. Acesso em 18 de janeiro de 2018.

Maranguit D, Guillaume T, Kuzyakov Y. Land-use change affects phosphorus fractions in highly weathered tropical soils. *Catena*. 2017;149:385–393.

Marques R, Motta ACV. Análise química do solo para fins de fertilidade. In: Lima MR (ed.) Manual de diagnóstico da fertilidade e manejo dos solos agrícolas. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 2003:81-102.

Mezzomo N, Saggiorato AG, Siebert R, Tatsch PO, Lago MC, Hemkemeier M, Costa JAV, Bertolin TE, Colla LM. Cultivation of microalgae *Spirulina platensis* (*Arthrospira platensis*) from biological treatment of swine wastewater. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*. 2010;30: 173-178.

Murphy J, Riley JP. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica Acta*. 1962;27:31-36.

Oliveira LB, Tiecher T, Quadros LFF, Pereira JP, Gatiboni LC, Brunetto G, Rheinheimer DS. Formas de fósforo no solo sob pastagens naturais submetidas à adição de fosfatos. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*. 2014;38:867-878.

Olsen SR, Sommers LE. Phosphorus. In: Page AL, Miller RH, Keeney QR, eds. Methods of soil analysis. Chemical and microbiological properties. Madison, Soil Science Society of America. 1982. Part 2. p.403-430.

Prescott CE. The influence of the forest canopy on nutrient cycling. *Tree Physiology*. 2002;22:1193-1200.

Ramos MR, Favaretto N, Dieckow J, Dedek RA, Vezzani FM, Almeida L, Sperrin M. Soil, water and nutrient loss under conventional and organic vegetable production managed in small farms versus forest system. *Journal of Agriculture and Rural Development in the Tropics and Subtropics*. 2014;115:31-40.

Resende MP, Jakoby CMC, Santos LCR. Soares MA, Pereira FD, Souchie EL, Silva FG. Phosphate solubilization and phytohormone production by endophytic *Trichoderma* isolates of guanandi (*Calophyllum brasiliense* Cambess). *African Journal of Microbiology Research*. 2014;27:2616-2623.

Rheinheimer DS, Anghinoni I, Conte E. Fósforo da biomassa microbiana em solos sob diferentes sistemas de manejo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*. 2000;24:589-597.

Rheinheimer DS, Gatiboni LC, Kaminski J. Fatores que afetam a disponibilidade do fósforo e o manejo da adubação fosfatada em solos sob sistema plantio direto. *Ciência Rural*. 2008;38:576-586.

Richardson AE, Simpson RJ. Soil microorganisms mediating phosphorus availability. *Plant Physiology*. 2011;156:989-996.

Richardson AE. Prospects for using soil microorganisms to improve the acquisition of phosphorus by plants. *Australian Journal of Plant Physiology*. 2001;28:897-906.

RStudio Team (2016). RStudio: Integrated Development for R. RStudio, Inc., Boston, MA URL <http://www.rstudio.com/>.

Rui Y, Murphy DV, Wang X, Hoyle FC. Microbial respiration, but not biomass, responded linearly to increasing light fraction organic matter input: consequences for carbon sequestration. *Scientific Reports*. 2016;6:35496.

Santos DR, Gatiboni LC, Kaminski J. Fatores que afetam a disponibilidade do fósforo e o manejo da adubação fosfatada em solos sob sistema plantio direto. *Ciência Rural*. 2008;38:576-586.

Sarker JR, Singh BP, Dougherty WJ, Fang Y, Badger W, Hoyle FC, Dalal RC, Cowie AL. Impact of agricultural management practices on the nutrient supply potential of soil organic matter under long-term farming systems. *Soil and Tillage Research*. 2018;175:71-81.

Schachtman DP, Reid RJ, Ayling SM. Phosphorus Uptake by Plants: From Soil to Cell. *Plant Physiol*. 1998;116:447-453.

SEAB - Secretaria da Agricultura e do Abastecimento do Estado do Paraná. Valor Bruto da Produção Rural Paranaense. Curitiba: SEAB/DERAL, 2016.

Sharma SB, Sayyed RZ, Trivedi MH, Gobi TA. Phosphate solubilizing microbes: sustainable approach for managing phosphorus deficiency in agricultural soils. *SpringerPlus*. 2013;2:587.

Sharpley A. Agricultural Phosphorus, Water Quality, and Poultry Production: Are They Compatible?. *Poultry Science Journal*. 1999;78:660–673.

Silva RR, Silva MLN, Cardoso EL, Moreira FMS, Curi N, Alovizi AMT. Biomassa e atividade microbiana em solos sob diferentes sistemas de manejo na região fisiográfica Campos das Vertentes – MG. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*. 2010;34:1585-1592.

Silva Filho GN, Vidor C. Solubilização de fosfatos por microrganismos na presença de fontes de carbono. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*. 2000;24:311-319.

Smith SE, Jakobsen I, Grønlund M, Smith FA. Roles of arbuscular Mycorrhizas in Plant Phosphorus Nutrition: Interactions between Pathways of Phosphorus Uptake in Arbuscular Mycorrhizal Roots Have Important Implications for Understanding and Manipulating Plant Phosphorus Acquisition. *Plant Physiol*. 2011; 156:1050–1057.

Souza RC, Cantão ME, Vasconcelos ATR, Nogueira MA, Hungria M. Soil metagenomics reveals differences under conventional and no-tillage with crop rotation or succession. *Applied Soil Ecology*. 2013;72:49-61.

Souza RC, Hungria M, Cantão ME, Vasconcelos ATR, Nogueira MA, Vicente V A. Metagenomic analysis reveals microbial functional redundancies and specificities in a soil

under different tillage and crop-management regimes. *Applied Soil Ecology*. 2015;86:106-112.

Sparling GP. Ratio of microbial biomass carbon to soil organic carbon as a sensitive indicator of changes in soil organic matter. *Australian Journal of Soil Research*. 1992;30:195-207.

Spohn M, Chodak M. Microbial respiration per unit biomass increases with carbon-to-nutrient ratios in forest soils. *Soil Biology and Biochemistry*. 2015;81:128–133.

Spohn M, Kuzyakov Y. Phosphorus mineralization can be driven by microbial need for carbon. *Soil Biology and Biochemistry*. 2013;61:69-75.

Sylvester-Bradley R, Asakawa N, La Torraca S, Magalhães FMM, Oliveira LA, Pereira RM. Levantamento quantitativo de microrganismos solubilizadores de fosfatos na rizosfera de gramíneas e leguminosas forrageiras na Amazônia. *Acta Amazon*. 1982;12:15-22.

USEPA. Method 3051A: Microwave assisted acid digestion of sediments, sludges, soils, and oils. U.S. Environmental Protection Agency. Disponível em: <https://www.epa.gov/sites/production/files/2015-12/documents/3051a.pdf>

Vance ED, Brookes PC, Jenkinson DS. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biology and Biochemistry*. 1987;19:703-707.

Vezzani FM, Mielniczuk J. Uma visão sobre qualidade do solo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*. 2009;33:743-755.

Vezzani FM, Graig A, Meenken E, Gillespie R, Peterson M, Beare MH. The importance of plants to development and maintenance of soil structure, microbial communities and ecosystem functions. *Soil and Tillage Research*. 2018;175:139-149.

Yao Q, Li Z, Song Y, Wright SJ, Guo X, Tringe SG, Tfaily MM, Paša-Tolić L, Hazen TC, Turner BL, Mayes MA, Pan C. Community proteogenomics reveals the systemic impact of phosphorus availability on microbial functions in tropical soil. *Nature Ecology AND Evolution*. 2018.

Zhu J, Li M, Whelan M. Phosphorus activators contribute to legacy phosphorus availability in agricultural soils: A review. *Science of the Total Environment*. 2018;612:522–537.

8. ANEXO

Anexo 1: Médias dos 12 sítios referentes a análise granulométrica, areia, silte e argila e classificação textural das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba.

Sítio	Areia		Silte		Argila		Classificação textural	
	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa
	----- kg ⁻¹ -----							
1	421	263	179	204	400	533	Argilosa	Argilosa
2	413	417	217	242	371	342	Argilosa	Argilosa
3	292	283	292	250	417	467	Argilosa	Argilosa
4	121	225	642	463	238	313	Não Argilosa	Argilosa
5	308	354	288	271	404	375	Argilosa	Argilosa
6	129	138	542	588	329	275	Não Argilosa	Não Argilosa
7	204	225	342	321	454	454	Não Argilosa	Argilosa
8	171	238	417	288	413	475	Não Argilosa	Argilosa
9	183	275	433	442	383	283	Não Argilosa	Argilosa
10	542	308	104	296	354	396	Não Argilosa	Argilosa
11	196	200	263	342	542	458	Argilosa	Argilosa
12	133	142	500	475	367	383	Argilosa	Não Argilosa
Média	389	397	260	256	352	349		

Anexo 2: Médias dos 12 sítios de amostragem das análises químicas das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba.

Sítio	pH		Al ³⁺		H + Al		Ca ²⁺		Mg ²⁺		K ⁺		P	
	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa
	CaCl ₂		cmol _c dm ⁻³						mg dm ⁻³					
1	5,51	3,66	0,04	3,54	3,90	16,13	4,23	0,73	1,90	0,69	0,27	0,13	7,27	8,30
2	5,41	5,73	0,04	0,03	4,77	4,20	8,46	7,77	2,90	2,28	0,32	0,62	6,33	65,77
3	6,31	5,14	0,01	1,28	3,53	6,90	9,40	5,60	4,03	4,30	0,98	0,20	248,53	4,37
4	5,81	4,53	0,00	0,17	3,73	8,20	5,18	2,83	2,61	1,79	0,47	0,10	88,30	7,17
5	5,83	5,36	0,14	0,02	4,17	5,20	5,92	5,53	2,97	3,47	1,40	0,29	130,43	9,20
6	6,34	5,32	0,00	0,03	3,13	5,00	5,58	3,59	3,25	3,22	1,14	0,19	175,40	6,57
7	5,20	4,35	0,06	0,54	5,83	9,67	6,51	3,27	2,26	1,30	0,13	0,08	15,60	3,93
8	5,43	4,40	0,29	0,62	4,73	9,57	3,43	2,39	1,13	1,49	0,51	0,17	78,63	5,70
9	6,19	4,96	0,00	0,03	3,10	5,53	4,35	4,02	2,31	2,02	0,89	0,28	140,93	6,13
10	6,04	5,17	0,02	0,29	3,03	8,23	4,11	5,52	2,65	3,58	1,40	1,04	86,03	55,97
11	6,01	5,95	0,02	0,00	4,13	4,13	5,76	8,22	3,47	3,73	0,49	0,50	69,40	6,00
12	6,22	6,05	0,00	0,00	3,63	4,00	7,12	6,80	3,48	3,77	1,66	0,23	162,67	5,20
Média	5,86	5,05	0,05	0,55	3,98	7,23	5,84	4,69	2,75	2,64	0,80	0,32	100,79	15,36

¹ As correlações foram geradas com as médias agrupadas dentro de cada tratamento e todos os valores apresentados foram significativos num intervalo de confiança de 95 %.

Anexo 3: Correlação de Pearson das áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba.

	Pt	Pi	Po	Pd	P-BM	C-BM	N-BM	COT	NT	C/N	Bt	BSF	qMic	pH	SB
Pt	1,000														
Pi	0,910*	1,000													
Po	0,028	-0,388	1,000												
Pd	0,781	0,79*	-0,172	1,000											
P-BM	0,079	-0,095	0,406	-0,043	1,000										
C-BM	0,528	0,415	0,175	0,691*	0,307	1,000									
N-BM	0,563	0,512	0,017	0,834*	0,203	0,657*	1,000								
COT	0,272	0,066	0,445	0,599*	0,378	0,759*	0,770*	1,000							
NT	0,430	0,245	0,367	0,733	0,265	0,758*	0,861*	0,965*	1,000						
C/N	-0,335	-0,226	-0,201	-0,449	-0,457	-0,414	-0,621*	-0,538	-0,550	1,000					
Bt	0,592*	0,700*	-0,374	0,831	-0,254	0,692*	0,666*	0,372	0,498	-0,247	1,000				
BSF	0,454	0,566*	-0,357	0,270	-0,366	0,228	0,147	-0,278	-0,116	-0,046	0,610*	1,000			
qMic	-0,042	0,220	-0,627*	-0,176	-0,363	-0,197	-0,391	-0,702*	-0,658*	0,381	0,273	0,638*	1,000		
pH	0,361	0,283	0,120	0,265	0,129	0,120	0,175	0,194	0,158	-0,018	0,027	-0,304	-0,325	1,000	
SB	0,482	0,296	0,359	0,367	0,354	0,339	0,349	0,442	0,402	-0,179	0,065	-0,326	-0,497	0,936	1,000

2

² As correlações foram geradas com as médias agrupadas dentro de cada tratamento e todos os valores apresentados foram significativos num intervalo de confiança de 95 %.

Anexo 4: Correlação de Pearson das áreas de cultivo com hortaliças (horta) da Região Metropolitana de Curitiba.

	Pt	Pi	Po	Pd	P-BM	C-BM	N-BM	COT	NT	C/N	Bt	BSF	qMic	pH	SB
Pt	1,000														
Pi	0,979*	1,000													
Po	0,447	0,253	1,000												
Pd	0,891	0,938*	0,110	1,000											
P-BM	-0,005	0,025	-0,132	-0,119	1,000										
C-BM	0,220	0,225	0,055	0,182	0,400	1,000									
N-BM	0,408	0,488	-0,206	0,525	0,020	0,660*	1,000								
COT	0,515	0,469	0,382	0,461	-0,182	0,508	0,614*	1,000							
NT	0,431	0,389	0,332	0,401	-0,215	0,508	0,611*	0,980*	1,000						
C/N	0,602*	0,534	0,507	0,415	-0,029	0,466	0,419	0,791*	0,676*	1,000					
Bt	0,090	0,131	-0,147	0,239	-0,115	0,142	0,093	0,487	0,492	0,373	1,000				
BSF	-0,495	-0,470	-0,284	-0,496	0,647*	0,305	0,037	-0,128	-0,028	-0,388	-0,158	1,000			
qMic	-0,344	-0,281	-0,393	-0,271	0,638*	0,318	-0,031	-0,588*	-0,562*	-0,543	-0,441	0,563*	1,000		
pH	0,804*	0,820*	0,216	0,852*	-0,023	0,007	0,203	0,082	0,047	0,065	-0,073	-0,419	0,011	1,000	
SB	0,557	0,472	0,566*	0,538	-0,224	0,472	0,397	0,749*	0,764*	0,481	0,309	-0,186	-0,309	0,450	1,000

3

³ As correlações foram geradas com as médias agrupadas dentro de cada tratamento e todos os valores apresentados foram significativos num intervalo de confiança de 95 %.

Anexo 5: Carbono orgânico total (COT), nitrogênio total (NT) e relação C/N do solo das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba. Médias de 3 repetições.

Sítio	Carbono Orgânico Total (COT)		Nitrogênio Total (NT)		Relação C/N do solo	
	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa
	mg g ⁻¹ de solo				%	
1	18,78 ± 1,28	42,23 ± 4,05**	2,14 ± 0,08	3,93 ± 0,21**	8,78 ± 0,30	11,31 ± 0,95**
2	34,10 ± 6,10	44,66 ± 12,05	3,43 ± 0,58	4,53 ± 0,82	9,93 ± 0,15	10,74 ± 0,47
3	55,29 ± 6,40	57,35 ± 2,15	4,55 ± 0,61	4,27 ± 0,08	12,20 ± 0,71**	9,77 ± 0,88
4	26,44 ± 8,03	36,45 ± 0,69	2,27 ± 0,60	3,33 ± 0,02**	11,59 ± 0,48	13,44 ± 0,27
5	32,49 ± 8,07	42,93 ± 5,57	2,84 ± 0,80	3,49 ± 0,36	11,52 ± 0,48	10,93 ± 0,14
6	27,59 ± 5,52	34,79 ± 11,70	2,54 ± 0,42	2,82 ± 0,91	10,83 ± 0,45	12,30 ± 0,35**
7	38,25 ± 7,94	35,33 ± 4,95	3,27 ± 0,53	3,11 ± 0,36	11,64 ± 0,56	12,32 ± 0,67
8	22,44 ± 2,83	33,68 ± 14,03	2,22 ± 0,35	3,21 ± 1,29	10,15 ± 0,53	11,35 ± 0,33
9	23,84 ± 2,03	32,55 ± 1,50**	2,41 ± 0,21	3,40 ± 0,21**	9,88 ± 0,03	10,44 ± 0,31
10	11,37 ± 2,25	100,34 ± 45,13	1,45 ± 0,14	7,48 ± 3,25**	7,82 ± 0,79	9,57 ± 0,34**
11	20,87 ± 7,22	48,09 ± 10,37	1,99 ± 0,63	4,16 ± 1,00**	10,44 ± 0,34	13,37 ± 0,20
12	31,48 ± 1,76	42,73 ± 9,56	3,04 ± 0,21	3,42 ± 0,48	10,37 ± 0,27	11,63 ± 1,50
Média	28,58 ± 4,95	45,93 ± 10,15**	2,68 ± 0,43	3,93 ± 0,75**	10,43 ± 0,42	11,43 ± 0,53

** Significativo pelo teste Student

Anexo 6: Médias e desvio padrão dos 12 sítios de amostragem referentes aos conteúdos de carbono da biomassa microbiana (C-BM), nitrogênio da biomassa microbiana (N-BM) e fósforo da biomassa microbiana (P-BM) das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba.

Sítio	C-BM		N-BM		P-BM	
	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa
	----- mg kg ⁻¹ de solo -----					
1	257,17 ± 77,15	368,83 ± 125,06	62,09 ± 4,01	96,20 ± 35,26	198,17 ± 50,46	7,05 ± 5,59
2	264,84 ± 82,82	403,64 ± 139,21	51,35 ± 15,03	133,18 ± 34,24	16,77 ± 12,43	23,99 ± 28,15
3	270,73 ± 72,23	367,67 ± 30,80	107,72 ± 5,42	102,58 ± 14,23	53,47 ± 33,04	151,81 ± 215,03
4	213,44 ± 60,16	316,99 ± 50,84	32,15 ± 16,03	83,31 ± 18,43	155,84 ± 59,09	44,58 ± 11,40
5	394,74 ± 38,34	378,41 ± 40,69	110,92 ± 28,45	81,18 ± 9,72	100,00 ± 15,10	47,63 ± 17,63
6	244,76 ± 70,33	309,27 ± 56,84	49,96 ± 15,32	66,42 ± 27,82	63,29 ± 31,24	13,55 ± 12,70
7	212,38 ± 73,92	267,80 ± 20,14	58,75 ± 3,17	65,64 ± 33,39	6,96 ± 4,34	20,06 ± 13,86
8	126,71 ± 47,94	233,90 ± 109,99	57,42 ± 22,60	105,32 ± 31,38	5,32 ± 3,17	24,64 ± 17,39
9	180,67 ± 73,65	204,17 ± 27,91	79,36 ± 20,98	82,64 ± 3,99	37,12 ± 3,71	27,51 ± 3,46
10	130,05 ± 11,46	472,87 ± 322,38	39,48 ± 17,35	154,65 ± 92,17	32,59 ± 11,23	52,67 ± 40,80
11	163,29 ± 25,09	303,92 ± 50,60	39,37 ± 21,21	86,36 ± 50,92	39,31 ± 23,26	29,25 ± 8,19
12	215,00 ± 50,39	274,79 ± 69,40	61,93 ± 19,88	97,25 ± 33,47	24,42 ± 4,69	23,82 ± 5,12
Média	222,82 ± 56,96	325,19 ± 86,99**	62,54 ± 15,79	96,23 ± 32,09**	61,11 ± 20,99	38,88 ± 31,61

** Significativo pelo teste Student

Anexo 7: Frações de fósforo total, orgânico, inorgânico e disponível das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba. Médias de 3 repetições

Sítio	Fósforo total		Fósforo inorgânico		Fósforo Orgânico		Fósforo Disponível	
	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa	Horta	Nativa
	----- g kg ⁻¹ de solo -----							
1	273,36	344,50	126,43	105,59	146,93	238,91**	7,27	8,30
2	435,91	926,32**	93,08	799,18**	342,83	127,14	6,33	65,77
3	2004,30**	412,68	1652,48**	80,32	351,81	332,35	248,53	4,37
4	1252,59**	233,76	911,99**	70,72	340,60	163,04	88,30**	7,17
5	1066,53**	443,99	880,22**	99,91	186,31	344,08	130,43**	9,20
6	1570,71**	180,61	1245,88**	43,98	324,83	136,63	175,40	6,57
7	454,16	355,74	148,97**	56,95	305,19	298,79	15,60**	3,93
8	535,88	241,64	421,90**	48,69	113,98	192,94	78,63	5,70
9	1432,48**	332,92	1228,42**	67,40	204,07	265,52	140,93**	6,13
10	421,98	460,69**	295,13**	126,23	126,85	334,46	86,03	56,97
11	1137,88**	465,56	627,19**	81,23	510,69	384,33	69,40	6,00
12	1164,64**	265,48	883,85**	49,43	280,79	216,05	162,67**	5,20
Média	979,20**	388,66	709,63**	135,80	269,57	252,85	100,77**	15,29

** Significativo pelo teste Student

Anexo 8: Bactérias totais e de bactérias solubilizadores de fosfato (Unidades formadoras de colônias) das áreas de cultivo com hortaliças (horta) e áreas nativas da Região Metropolitana de Curitiba.

Sítio	Bactérias Totais		Bactérias Solubilizadoras de fosfato	
	Horta	Nativa	Horta	Nativa
	----- UFC 100 g ⁻¹ de solo -----			
1	9533,33 ± 31,59	14077,78 ± 7,72	422,22 ± 2,59	377,78 ± 1,07
2	12544,44 ± 80,51	21855,56 ± 72,90	177,78 ± 2,52	344,44 ± 4,53
3	13655,56 ± 27,61	5522,22 ± 26,80	66,67 ± 1,15	33,33 ± 0,33
4	14588,89 ± 96,49	11133,33 ± 51,60	44,44 ± 0,38	88,89 ± 0,77
5	11111,11 ± 46,61	13088,89 ± 27,03	66,67 ± 1,15	211,11 ± 2,36
6	11833,33 ± 8,33	11877,78 ± 9,71	0,00 ± 0,00	88,89 ± 1,54
7	13888,89 ± 51,70	5711,11 ± 70,06	33,33 ± 0,33	44,44 ± 0,38
8	12677,78 ± 42,84	12111,11 ± 15,91	11,11 ± 0,19	188,89 ± 0,69
9	9433,33 ± 26,85	5388,89 ± 38,36	0,00 ± 0,00	72,22 ± 0,86
10	10888,89 ± 26,92	17888,89 ± 112,74	55,56 ± 0,51	11,11 ± 0,19
11	5344,44 ± 29,09	7888,89 ± 23,52	0,00 ± 0,00	88,89 ± 0,69
12	16188,89 ± 75,47	7155,56 ± 2,04	0,00 ± 0,00	33,33 ± 0,33
Média	11807,41 ± 45,33	11141,67 ± 38,20	73,15 ± 0,74	131,94 ± 1,15